ZEITSCHRIFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

ZUGLEICH ORGAN DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

HERAUSGEGEBEN VON
K. ESCHERICH
Dr. med. et phil., Dr. h. c., o. ö. Professor an der Universität München

EINUNDZWANZIGSTER BAND

MIT 251 TEXTABBILDUNGEN UND 1 TAFEL

BERLIN
VERLAGSBUCHHANDLUNG PAUL PAREY
Verlag für Landwirtschaft, Gartenbau und Forstwesen
SW 11, Hedemannstraße 28 u. 29
1935

ALLE RECHTE, AUCH DAS DER ÜBERSETZUNG, VORBEHALTEN.

PRINTED IN GERMANY.

Inhaltsverzeichnis zum einundzwanzigsten Band.

I. Originalaufsätze.

Seite

Dingler, Max, Die Tierwelt des Spargelfeldes. (Mit 6 Abbildungen.) 291

Dingler, Max, Über unsere beiden Spargelkäfer (*Crioceris duodecimpunctata* L. und *Cr. asparagi* L.). (Mit 20 Abbildungen im Text und 1 Tafel.) 415

Eckstein, Fritz, Das Verhältnis von *Pyrausta nubilalis* zu ihrer Wirtspflanze. (Mit 5 Abbildungen.) 65

Ermolajew, W., und Wassiljev, W., Zur Kenntnis schädlicher Lepidopteren sibirischer Nadelhölzer 560

Gößwald, Karl, Zur Biologie und Ökologie von *Parasetigena segregata* Rond. und *Sarcophaga Schützei* Kram. (Dipt.) nebst Bemerkungen über die forstliche Bedeutung der beiden Arten. (Mit 6 Abbildungen.) 1

Gößwald, Karl, Über die Fraßtätigkeit von Forstschädlingen unter dem Einfluß von Altersunterschieden und der Einwirkung verschiedener Temperatur und Luftfeuchtigkeit und ihre praktische und physiologische Bedeutung. 1. Untersuchung an *Dendrolimus pini* L. (Mit 11 Abbildungen.) 183

Henze, Otto, Über die Wirkung strömender Luft auf die Entwicklung von Lepidopteren. (Mit 3 Abbildungen.) 385

Jancke, O., Der Pflaumenbohrer *Euvolvulus (Rhynchites) cupreus* (L.) (Mit 23 Abbildungen.) 24

Kemper, Heinrich, Über die physiologische Wertbestimmung von Pyrethrumpulvern. (Mit 1 Abbildung.) 208

Kleine, R., Die Borkenkäfer *(Ipidae)* und ihre Standpflanzen. Eine vergleichende Studie 123

Kleine, R., Die Borkenkäfer *(Ipidae)* und ihre Standpflanzen. Eine vergleichende Studie. II. Teil 597

Lakon, Georg, Entomophthoraceen-Studien I—IV 89

Mehmet Bekir, Experimentelle Untersuchungen über den Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Sterblichkeit und Entwicklung des Ringelspinners, *Malacosoma neustria* L. (Mit 13 Diagrammen.) 501

Nieschulz, Otto, Über die Vorzugstemperatur von *Stomoxys calcitrans*. (Mit 2 Abbildungen.) 224

Nowicki, Światosław, Descriptions of new Genera and Species of the Family *Trichogrammidae* (Hym. Chalcidoidea) from the Palearctic Region with notes. (With 22 figures.) 566

Peters, G., und Ganter, W., Zur Frage der Abtötung des Kornkäfers mit Blausäure. (Mit 6 Abbildungen.) 547

Puzanowa, E. W., *Asphondylia prunorum* Wachtl (Diptera, Cecidomyidae) und deren Pilzgallen am Pflaumenbaum. (Mit 16 Abbildungen.) 443

Seite

Schönwiese, Fritz, Beobachtungen und Versuche anläßlich einer Übervermehrung von *Lophyrus sertifer* Geoffr. (*rufus* Panz.) in Südkärnten in den Jahren 1931/1932. (Mit 19 Abbildungen.) 463

Smirnow, Eugen, und Polejaeff, W., Kampf um den Raum bei der Schildlaus *Lepidosaphes ulmi* L. (Mit 15 Abbildungen.) 406

Statelow, N., Experimentelle Untersuchungen zur Ökologie des Baumweißlings *Aporia crataegi* L. (Der Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf Entwicklungsdauer und Sterblichkeit.) (Mit 14 Diagrammen.) 523

Subklew, Werner, *Agriotes lineatus* L. und *Agriotes obscurus* L. (Ein Beitrag zu ihrer Morphologie und Biologie.) (Mit 17 Abbildungen.) 96

Weidner, Herbert, Beiträge zur Morphologie und Physiologie des Genitalapparates der weiblichen Lepidopteren. (Mit 34 Abbildungen.) 239

Zwölfer, W., Die Temperaturabhängigkeit der Entwicklung der Nonne (*Lymantria monacha* L.) und ihre bevölkerungswissenschaftliche Auswertung. (Mit 15 Diagrammen und 3 Karten.) 333

II. Referate.

Einzelreferate 329, 647

III. Neue Literatur.

Eingesandte Literatur 651

Das Register dieses Bandes wird dem 1. Heft des 22. Bandes beigefügt.

Band XXI, Heft 1.

Originalaufsätze.

Zur Biologie und Ökologie von Parasetigena segregata Rond. und Sarcophaga Schützei Kram. (Dipt.) nebst Bemerkungen über die forstliche Bedeutung der beiden Arten.

Von

Karl Gößwald, München.

(Aus dem Institut für angewandte Zoologie.)

(Ausgeführt mit Unterstützung der Notgemeinschaft der Deutschen Wissenschaft.)

(Mit 6 Abbildungen.)

Inhaltsübersicht.

Seite

A. Einleitung. Grundlagen und Ziele der biologischen Bekämpfung 2
B. *Parasetigena segregata* Rond. 3
I. Über den Nutzen der Nonnentachine 3
II. Zur Biologie von *Parasetigena segregata* Rond. 5
III. Über die Einwirkung des Pyrethrum-Kontaktgiftes auf Tachinen und andere nützliche Insekten 6
IV. Zur Ökologie von *Parasetigena segregata* Rond. 7
1. Die Entwicklung des Puppenstadiums in Abhängigkeit von verschiedener Temperatur und relativer Luftfeuchtigkeit 7
2. Zur Temperatur- und Feuchtigkeitsabhängigkeit des Larvenstadiums von *Parasetigena segregata* Rond. 10
3. Postimaginale- und Eientwicklung 11
C. *Sarcophaga Schützei* Kram. 12
I. Biologische Beobachtungen 12
II. Zur Ökologie von *Sarcophaga Schützei* Kram. 14
1. Die Entwicklung des Puppenstadiums in Abhängigkeit von verschiedener Temperatur und relativer Luftfeuchtigkeit 14
2. Die Entwicklungsgeschwindigkeit der Puppen und ihre ökologische Bedeutung 17
III. Die Bedeutung der *Sarcophaga* im Forstschutz 19
D. Schluß. Zusammenfassung der Ergebnisse 19

A. Einleitung. Grundlagen und Ziele der biologischen Bekämpfung.

Die chemsiche Bekämpfung stellt zurzeit die einzige Möglichkeit dar zur Rettung des Waldes nach Ausbruch einer Kalamität.[1]) Das vornehmste Ziel ist aber nicht die Bekämpfung, sondern die Verhinderung einer Kalamität, da selbst bei erfolgreicher Bekämpfung ein immerhin nicht unbedeutender Zuwachsschaden für den Wald entsteht. Um auch diesen unmöglich zu machen, müssen mehr als bisher die biologischen Machtfaktoren des Waldes eingesetzt werden, vornehmlich die Parasiten. Wenn frühere Versuche nach dieser Richtung fehlschlugen, so liegt das teilweise in der Eigenart des Plantagenwaldes (Escherich 1930) begründet, durch die wohl die Gradation eines Großschädlings gefördert werden muß, während die Parasiten sich in diesem einförmigen Biotop meist erst nachträglich in genügender Menge einstellen, wenn der Schaden schon auf seinen Höhepunkt gestiegen ist; andererseits ist ein Mißlingen der biologischen Bekämpfung häufig durch die Unkenntnis der biologischen und ökologischen Eigenart des Parasiten bedingt. Wenn die Forderung nach Wiederherstellung eines natürlichen Mischwaldes (Escherich 1930) in vollem Umfange, soweit wenigstens die Voraussetzungen hierfür gegeben sind, verwirklicht sein wird, werden nach längerer Zeit auch die Parasiten ihren natürlichen Platz als Gegengewicht der Schädlinge wieder einnehmen. Bis dahin ist es unsere Aufgabe, durch eingehende Erforschung der Biologie und Ökologie der Nützlinge des Waldes die Möglichkeit zu schaffen zur beschleunigten Wiederherstellung des biozönotischen Gleichgewichtes, um in Zukunft durch planmäßig biologisch begründetes Einsetzen der natürlichen Feinde der Forstschädlinge jedes Aufflackern von Kalamitäten rechtzeitig zu verhindern. Zur Erreichung dieses Zieles habe ich bereits früher (1933) auf die biologischen und ökologischen Grundlagen der Verbreitung der roten Waldameise *Formica rufa* L. hingewiesen, in dieser Arbeit soll nun die wichtigste Nonnentachine *Parasetigena segregata* Rond. und eine *Sarcophaga*-Art, *Sargophaga Schützei* Kram., die bisher ebenfalls als Nonnenparasit gegolten hat, biologisch und ökologisch, unter besonderer Berücksichtigung ihrer Verbreitungsmöglichkeit behandelt werden.

Die Anregung zu dieser Arbeit ging aus von meinem hochverehrten Lehrer, Herrn Geheimrat, Univ.-Professor Dr. Karl Escherich, dem ich für die liebenswürdige Förderung der Untersuchungen meinen aufrichtigsten Dank sage. Für die finanzielle Unterstützung durch ein Forschungsstipendium der Notgemeinschaft der Deutschen Wissenschaft spreche ich ebenfalls meinen geziemenden Dank aus.

---

[1]) Über ein Gift, durch das die Warmblütler des Waldes nicht gefährdet werden, vgl. Gößwald 1934.

B. Parasetigena segregata Rond.

I. Über den Nutzen der Nonnentachine.

Die Literatur über die Nonnentachine ist bereits ziemlich umfangreich; es seien die Arbeiten von Kramer (1911), Prell (1914), Escherich (1914), Baer (1921) und Ruzicka (1932b), in denen die hohe Bedeutung der Tachine besonders hervorgehoben wird, erwähnt. So berichtet Prell, daß im Nonnenrevier Okrilla (Sachsen) 1911 eine 100prozent. Tachinose festzustellen war, womit die Kalamität beendet wurde. Ruzicka (1932a) beschreibt ebenfalls einen hundertprozentigen Erfolg der Tachinen im Gegensatz zu der unsicheren Wirkung von Arsen auf die Nonne. Solche Beispiele ließen sich noch vermehren. Komárek (1933) scheint allerdings der Tachine eine weniger große Bedeutung zukommen zu lassen; dieser Autor vergleicht die Zahl der im Boden festgestellten Tachinentönnchen mit der durch Raupenkotsammlungen ermittelten Raupenpopulation (ohne Angabe des Alters!). Diese Methode gibt aber nur, worauf es Komárek auch in seiner Arbeit ankommt, einen ungefähren Aufschluß über die Vermehrungskraft und das relative Verhältnis von Wirt und Parasiten, niemals aber einen auch nur annähernd absoluten Anteil der Parasiten an der Vernichtung der Nonnen, da ein tachinenfreier Bestand als Vergleich nicht zur Verfügung steht. Auch die Gegenüberstellung von Nonnenraupen und Tachinentönnchen, ohne Berücksichtigung der Möglichkeit, daß eine größere Zahl von Tachinenlarven vor der Verpuppung zugrundegehen, scheint biologisch nicht einwandfrei. Das Raupenstadium der Nonne ist dem Tönnchenstadium der Tachine nicht gleichwertig. Wenn man also die Ergebnisse von Komárek unter dem Gesichtspunkt des Vernichtungsanteils der Parasiten betrachtet, sind noch eine Reihe von Faktoren zu beachten. Immerhin bemerkt selbst Komárek, daß die Tachinentönnchenpopulation mit der Raupenpopulation erheblich angestiegen ist (bis 240 Tönnchen pro 4 qm-Baumkronenbereich). Bedenkt man, daß die Tachinen gerade aus alten Raupen stammen, die im Falle der Nichttachinierung mit großer Wahrscheinlichkeit Nonnenpuppen ergeben hätten, so ist selbst nach Komáreks Beobachtungen der hervorragende Nutzen der biologischen Feinde der Nonne zu erkennen. 240 Tachinentönnchen pro Stamm bedeuten die Vernichtung von 240 gesunden Nonnenaltraupen,[1]) von dem Restbestand einer ursprünglich noch viel höheren

[1]) Wenn wir annehmen, daß von den 240 Altraupen 100 fortpflanzungsfähige Weibchen geliefert hätten, so bedeutet das, für ein Weibchen 150 Eier gerechnet, eine Verminderung von 15 000 Eiern pro Stamm; demnach stellt die Parasitierung durch die Tachine einen ganz bedeutenden Widerstand gegen eine weitere Vermehrung der Nonne dar. Abgesehen davon, daß die Vernichtung der Altraupen besonders wichtig ist, da sie das Raupenstadium darstellen, welche die meisten Aussichten auf Übergang in ein fortpflanzungsfähiges Stadium haben, kommt der Parasitierung gerade der Altraupen deshalb eine besondere Bedeutung zu, da sie im

Jungraupenpopulation. Dabei sind aber nicht die große Zahl von Raupen eingerechnet, die schon im jungen Raupenstadium durch Tachinen und andere biologische Feinde [1]) vernichtet wurden, ohne daß die Tachine selbst zur Reife gelangt, abgesehen von den mehrfach tachinierten Raupen, die ebenfalls zugrunde gehen, ohne daß sich hier der Einfluß der Tachine nachträglich durch Tönnchenzählungen feststellen läßt. Bei Komáreks Untersuchungen verschiebt sich das Zahlenverhältnis zuungunsten der Tachine auch noch dadurch, daß bei Kotsammlungen wohl relativ alle Raupen festgestellt werden können, dagegen bei den Ausgrabungen der Tachinentönnchen selbst bei sorgfältigster Arbeit immer ein gewisser Prozentsatz übersehen wird. Zusammenfassend scheint mir die sehr interessante Untersuchung von Komárek kein Beweis gegen, sondern vielmehr für den hervorragenden Nutzen der Tachine zur Nonnenbekämpfung zu sein.[2]) Über

---

Gegensatz zu Jungraupen, die bis zu 90 % abiotischen klimatischen Faktoren erliegen, gegen Witterungsfaktoren fast unempfindlich sind. Während die Jungraupen das abiotisch-kritische Stadium darstellen, ist demnach die Altraupe als biologisch (biotisch) kritisches Stadium zu bezeichnen. Relativ wenig Raupen gelangen bis zum letzten Stadium (von 1000 in günstigem Falle vielleicht 30); von diesen wenigen genügt wieder nur ein geringer Prozentsatz, um eine Katastrophe im nächsten Jahr herbeizuführen.

Der Einfluß der Parasiten darf also nicht zahlenmäßig mechanisch mit der Ausgangspopulation der Schädlinge verglichen werden, sondern ist sinngemäß biologisch zu würdigen.

Wenn trotz starken Parasitenbefalls im nächsten Jahr wieder viel Schädlinge auftreten, so liegt das daran, daß günstige Klimafaktoren eine unverhältnismäßig große Zahl von Raupen am Leben gelassen haben, und, was besonders wichtig ist, die wenig übrig gelassenen eine Verschiebung des Geschlechtsverhältnisses zugunsten der Weibchen erfahren haben und zugleich diese eine enorm gesteigerte Vermehrungspotenz (vgl. Zwölfer 1933). Es wäre aber verfehlt, hier von einem Versagen der Parasiten zu sprechen. Schon ein kleiner Bruchteil der Tachinentönnchen allein, selbst wenn der Tachinenbefall nicht so hoch ist wie oben erwähnt — umgerechnet in Schädlingspuppen —, würde genügen, einen völligen Kahlfraß herbeizuführen. Demnach würde jede Kalamität ohne Schutz der Parasiten (oder auch Bakteriosen) zu vollständigem Kahlfraß führen. Fälle, in denen eine Kalamität ganz plötzlich durch ungünstige klimatische Faktoren allein beendet wird, gehören zu den Seltenheiten.

[1]) Entgegen anderslautenden Behauptungen konnte ich durch mehrwöchentliche Freilandbeobachtungen feststellen, daß auch die Vögel einen sehr hohen Prozentsatz der Nonnenraupen (Jungraupen bis zum 4. Stadium beobachtet) vernichten; besonders stark war die Ansammlung von Buchfinken in einem Nonnenrevier in der Oberpfalz. Von einem weit in die Kronen hineinreichenden Hochsitz aus sah ich die Finken mit erstaunlicher Behendigkeit die Gipfeltriebe nach Nonnen absuchen; ihre Vorliebe für Nonnenraupen ging so weit, daß sie sogar nach der Bestäubung mit Pyrethrum die heruntergefallenen Raupen vom Boden und von den Fangtüchern weg in großer Zahl fraßen. Bei Arsenbestäubung hätte nun wohl ein Massensterben der nützlichen Vögel eingesetzt, Pyrethrum dagegen ist für Warmblütler ungefährlich.

[2]) Die Ursache der verspäteten Zunahme der Tachinen ist darin zu suchen, daß in den reinen Fichtenbeständen von Anfang an zu wenig Parasiten vorhanden sind (vgl. S. 2); bis diese sich der Massenvermehrung der Nonnen angepaßt haben, ist es in vielen Fällen zu spät zur Rettung des Waldes. Die Rechnung

Methoden zur Hebung des Parasitenbestandes durch Kulturmaßnahmen und künstliche Besiedlung siehe Baer 1921.

Durch Förderung des Parasitenbestandes, rechtzeitiges Erkennen des Vermehrungsbeginns der Nonne und daraufhin einsetzenden planmäßigen Falterfang (vgl. Henze 1929, 30, 31 u. 32), vor allem auch durch künstliche Vermehrung der Tachinen (vgl. Fußnote 2 S. 4 u. 5) kann die Nonnengefahr auf einfachste und billigste Weise gebannt werden. Für den Notfall (verursacht durch Übersehen des Gradationsbeginns) stehen heute biologisch einwandfreie Gifte (Pyrethrum) zur Verfügung.

II. Zur Biologie von *Parasetigena segregata* Rond.

Bei einem mehrwöchentlichen Aufenthalt in einem Nonnenkalamitätsgebiet in der Oberpfalz gelang es mir, einige Beobachtungen zu machen, die unsere bisherigen Kenntnisse über die Biologie der Nonnentachine ergänzen. Vorausgeschickt sei, daß fast während der

---

von Freiberger (1927) über das Wachstum der Tachinenpopulation scheint zu hoch gegriffen. Aber man hat ja die Möglichkeit, durch künstliches Aussetzen die Anfangspopulation zu vergrößern. Es käme auf einen groß angelegten Versuch an. Bei anderen Bekämpfungsmethoden mußte man auch erst durch langwierige Versuche zum Ziel kommen. Wenn der Beginn einer Kalamität rechtzeitig bemerkt wird, scheint ein Aussetzen von Tachinen aus künstlichen Massenzuchten, oder aus einem Gebiet zusammenbrechender Kalamität, in dem unzählige Tachinen überflüssig geworden sind, durchaus im Bereich der Möglichkeit. Wichtig ist hierbei, für optimal hohe Feuchtigkeitsbedingungen zu sorgen und den Zeitpunkt des Schlüpfens der Tachinenimagines so zu wählen, daß zur Eiablage nicht jüngere Raupen als das IV. Stadium angetroffen werden (Eilatenzzeit der Tachine 14 Tage!). Bei Beginn einer Kalamität soll die Raupenzahl pro Baum etwa bis 200 betragen, bis zum IV. Stadium mögen 150 Raupen am Leben bleiben (es seien absichtlich stets die für die Nonnenvermehrung optimalsten Zahlen als Beispiel gebracht, für die Tachinen die ungünstigsten). Es genügen zur Parasitierung dieser 150 Raupen 16 Tachinen pro Stamm. Die Hälfte seien Weibchen, jedes zu 150 Eiern gerechnet (in Wirklichkeit etwa 200 nach Bär 1921). Das macht zusammen 1200 Eier. Die Hälfte hiervon mag durch Häutungsprozesse der Raupen und Doppelablage verloren gehen, es bleiben dann 600, von denen wieder bei sehr ungünstigem Wetter die Hälfte verlustig gehen kann. Es sind dann im ungünstigsten Fall 300 Trachineneier für 150 Raupen übrig, die Wahrscheinlichkeit der Parasitierung ist sehr groß. Für einen Hektar würden etwa 1000 Tachinen genügen, die in mäßigen Abständen gleichmäßig zu verteilen wären.

Die Bestäubung eines Hektars kostet ungefähr 75 RM. Demgegenüber betragen die Kosten für die Aufzucht von 1000 Tachinen oder auch das Sammeln derselben und das Aussetzen nicht den zehnten Teil, noch viel wichtiger ist aber die Verhinderung des Zuwachsschadens und die Verringerung der Borkenkäfergefahr.

Nachdem die Amerikaner, die auf diesem Gebiete Vorbildliches geleistet haben (vgl. Escherich 1913), ohne Mühe Milliarden und Billionen von Parasiten züchten, dürfte uns wohl auch die Aufzucht von einigen hunderttausend Nonnentachinen gelingen, wenn für den Anfang, bis Erfahrungen gesammelt sind, auch zunächst einige Mißerfolge auftreten mögen. Da nun die biologischen und ökologischen Grundlagen der Parasitenbekämpfung der Nonne ausgearbeitet sind, ist es nur noch eine Frage der Organisation übergeordneter Stellen, der Untersuchung die Tat folgen zu lassen.

ganzen Beobachtungszeit naßkaltes Wetter herrschte. Die Schlüpfperiode erstreckte sich auf die sehr lange Zeit von 4 Wochen (vgl. hierzu Laboratoriumsversuch), und zwar waren die meisten Tachinen in den frühen Morgenstunden herausgekommen, seltener war eine unausgefärbte Tachine noch in den Nachmittagsstunden zu sehen, zu dieser Zeit auch nur, wenn es mehrere Tage kalt war und gerade mittags einige Stunden die Sonne schien. Ein besonders starkes Schwärmen der Tachinen (wohl zur Eiablage und nicht zur Begattung, vgl. unten) war nur an einigen wenigen warmen Tagen zu bemerken, meist von 10 Uhr ab bis in die Nachmittagsstunden. Wie vom Hochsitz aus festgestellt werden konnte, erfolgte die Nahrungsaufnahme in den Baumkronen und zwar wurden die Fliegen beobachtet an feinen Ausscheidungen der Rinde und der Nadeln; irgendwelche Blumen, die von *Parasetigena* besucht wurden, waren nicht in der Nähe. Im Laboratorium haben die Tachinen Zucker aufgenommen, im Freien dagegen nicht.

Über den Vorgang der Begattung konnte am 21. Juni 1933 folgendes beobachtet werden: Männchen von *Parasetigena* fliegen dicht über dem Boden suchend umher (Abstand vom Boden etwa 3—5 cm), pro Quadratmeter 3—5, sie sind alle schon erhärtet und mehrere Tage alt. Am Boden kriechen eine große Zahl von Weibchen pro Quadratmeter 2—3, meist noch mit Flügelstummeln, alle frisch geschlüpft, das Chitin hellgrau und noch nicht erhärtet. Nach Verlauf einer halben Stunde waren eine Menge von Tachinenpärchen in Kopula zu sehen, die Weibchen stets frisch geschlüpft, jetzt schon mit entfalteten Flügeln, selten noch mit Flügelstummeln, nie wurden Weibchen mit schon erhärtetem Chitin in Kopula beobachtet, auch wurde hier nie ein fliegendes Weibchen festgestellt. Die Männchen sind in der Lage, das Weibchen, welches noch nicht fliegen kann, in langsamem Flug bis etwa 30 m weit mit in die Baumkronen hinaufzunehmen; meist bleiben aber die Pärchen am Boden, oder das Weibchen kriecht nur eine kurze Strecke, 10—30 cm an einem Baumstamm empor und setzt sich hier so, daß es mit dem Kopf zu Boden schaut und das Männchen bequem getragen werden kann. Die Kopula kann einige Stunden dauern (vgl. Baer 1921). Über den Vorgang der Eiablage s. Kramer 1917.

III. Über die Einwirkung des Pyrethrum-Kontaktgiftes auf Tachinen und andere nützliche Insekten.

Vielfach wird die Klage laut, daß auch bei Bestäubungen mit Pyrethrum-Kontaktgiften nicht nur die Schadinsekten, sondern ebenso die Nutzinsekten mit betroffen werden. Andrerseits ist aber der Vorteil, daß Pyrethrum in Gegensatz zu den bisher verwendeten Arsenfraßgiften, die Warmblütler des Waldes nicht schädigt (vgl. Escherich 1932), derart groß, daß die kleine Nebenwirkung gegen Nutzinsekten demgegenüber verschwindet, zumal auch Arsen gegen diese durchschnittlich mindestens ebenso gefährlich war. (Über die unbedingt tödliche Wirkung von Arsen auf Tachinen vgl. Ruzicka 1932 b.)

Ein Hauptvorteil des Pyrethrums gegenüber anderen Giften für Nutzinsekten besteht darin, daß die wirksame Substanz sich hier in kurzer Zeit (einige Stunden) verflüchtigt. Bienen kann man daher bei großen Bekämpfungsaktionen dadurch schützen, daß man sie kurze Zeit einsperrt, dagegen konnte das Arsen hier noch nach Wochen wirksam sein. Bezüglich der nützlichen Waldameisen wurde beobachtet, daß diese, soweit sie überhaupt an stark befallene Gebiete heranreichen, von dem Gift zwar getötet werden können, aber dieser Verlust kann ersetzt werden, da sich immer nur ein gewisser Prozentsatz außerhalb des Nestes befindet.

Auch bei den Tachinen ist der Schaden nicht sehr groß. Von den Schädlingsraupen wird die ganze Population vergiftet, von den Tachinen aber nur der kleine Bestand, der sich gerade während der Bestäubung schon im Imaginalstadium befindet; da sich die Schlüpfperiode der Tachine auf mehrere Wochen erstreckt (vgl. S. 9 usw.), ist dieser tägliche Bestand im Vergleich zum Ganzen nicht groß. Als Beweis hierfür sei der Parasitenbefall der Nonne aus dem Jahre 1933 in der Oberpfalz (Forstamt Freudenberg) berichtet: Aus einem unbestäubten Gebiet (Weißelohe, Rotebühl) waren von gleichmäßig gesammelten Nonnenpuppen 55 % (von 20), von den Raupen (insgesamt 500 eingeschickt) 86 % tachinös, 13 % waren gesund, der Rest polyederkrank.[1]) Aus einem mit Pyrethrum bestäubten Bestand waren sämtliche untersuchten Puppen tachinös, von den Raupen 93 %. Daraus ergibt sich, daß die Bestäubung zum mindesten den Raupen mehr geschadet hat als den Tachinen. Die Raupen, die der Giftwirkung nicht anheimfielen, wurden von den noch sehr zahlreich schlüpfenden Tachinen fast hundertprozentig erfaßt. Der Verlust der schon parasitierten Raupen als Folge der Giftwirkung schadet nichts; denn die Bestäubung wird an jungen Raupen vorgenommen (über die Notwendigkeit hierzu vgl. Gößwald 1934), in denen die Parasiten doch nicht zur vollendeten Entwicklung gelangen. Nach Baer 1921 gehen die vor der 3. Häutung von den Parasiten belegten Nonnenräupchen auch unter natürlichen Verhältnissen zugrunde, noch bevor der Parasit seine Larvenreife erlangt hat. Auch für Ichneumoniden-Parasiten, die indessen bei der Nonne nicht die große Bedeutung haben, gilt vermutlich dasselbe, wie für die Tachinen.

IV. Zur Ökologie von *Parasetigena segregata* Rond.

1. Die Entwicklung des Puppenstadiums in Abhängigkeit von verschiedener Temperatur und relativer Luftfeuchtigkeit.

Die Tachinentönnchen waren aus Nonnenrevieren (Freudenberg, Heroldsbach) zur Zeit des Abklingens einer Kalamität gesammelt

[1]) Das Prozentverhältnis der Tachinen wurde festgestellt an der Zahl der ausgekommenen, verpuppungsfähigen Tachinenlarven; Fälle, bei denen 2 Tachinenlarven sich in einer Raupe entwickelt hatten, würden natürlich als Einzelfall der Parasitierung berücksichtigt.

worden. Die Tönnchen wurden am 22. August 1932 nach Herkunft getrennt dem Versuch ausgesetzt; da sich aber in der Folge kein Unterschied in der Reaktion ergab, seien die Ergebnisse zusammenfassend behandelt.

Der Versuch erstreckt sich auf 8 Temperaturstufen mit je 4 Feuchtigkeitsstufen (7—35 ° C, 35—100 % rel. Luftfeuchtigkeit). Jede Versuchsstufe umfaßt 60 Tönnchen.

Durch hohe Temperatur konnte die Entwicklung von *Parasetigena* beschleunigt werden, aber es gelangten hier nur sehr wenig (13 %) bis zum Imaginalstadium. Bei mittlerer Temperatur (um 20 ° C) kam kaum eine Tachine zur Entwicklung. Die meisten (58 %) schlüpften bei tiefer konstanter Temperatur, und zwar lag das Optimum, d. h. die Stufe, bei welcher in dem Versuch die meisten Individuen schlüpften, bei 7 ° C.

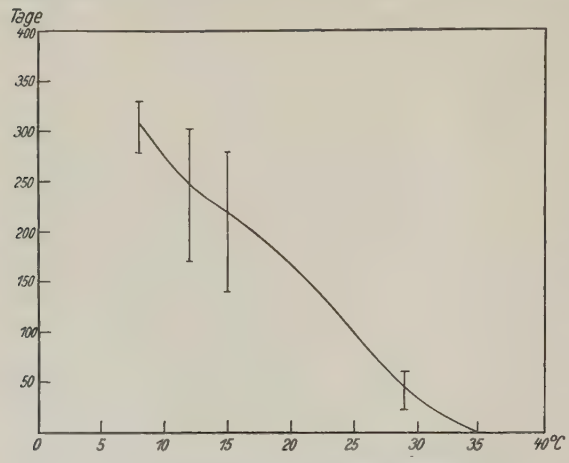


Abb. 1. Entwicklungsdauer von *Parasetigena segregata* Rond. (Mittel von 4 Luftfeuchtigkeitsstufen) in Abhängigkeit von Temperatur.

In diesem optimalen Temperaturbereich sind die Tachinen auch gegen ungünstige Luftfeuchtigkeitsverhältnisse am widerstandsfähigsten; während nämlich oberhalb des Temperaturoptimums die Tachinen nur bei 100 % rel. Luftfeuchtigkeit schlüpften, gelang im optimalen Bereich selbst bis zu 50 % Luftfeuchtigkeit herunter einigen wenigen Tachinen noch die Entwicklung bis zur Imago. Auch diese Tatsache spricht dafür, daß das Puppenstadium der Parasiten sein vitales Optimum bei niedriger Temperatur hat; denn durch frühere Untersuchungen hat sich herausgestellt, daß auch andere Insekten am widerstandsfähigsten gegen ungünstige Außenfaktoren im Bereich des vitalen Temperaturoptimums sind (z. B. gegen Gift und gegen ungünstige Luftfeuchtigkeit (vgl. Gößwald 1934). Die Puppen, die in dem Versuch bei hoher Luftfeuchtigkeit nicht schlüpften, sind verschimmelt. Im Freien dürfte dieser Prozentsatz nicht so hoch sein. Immerhin ist beim künstlichen Aussetzen von Tachinentönnchen darauf zu achten, daß diese nicht zu feucht liegen. Die Puppen von 75 % abwärts sind vertrocknet. Die Entwicklungsdauer steigt von hoher zu niedriger Temperatur stetig an (vgl. Abb. 1).

Im einzelnen ist zu dem Versuch folgendes zu bemerken: Bei Temperaturstufe 35 ° C (± 3 °) gelangte keine Tachine zur Entwicklung. Am 4. Oktober 1932 wurde die eine Hälfte untersucht, nur eine Puppe sah zu dieser Zeit noch gesund aus, die übrigen waren verschimmelt; in der

Folge schlüpfte keine einzige Tachine. Das gleiche gilt für die übrigen Feuchtigkeitsstufen. Hier waren am 4. Oktober alle Puppen vertrocknet, aber schon schwarz gefärbt. Eine gewisse Entwicklung vom Versuchsbeginn an haben sie also durchgemacht (vgl. S. 17).

Bei 28 ° C sind von 60 Tönnchen nur 8 geschlüpft (= 13 %). Die Entwicklung dauerte im Mittel 46 Tage, Maximum 61, Minimum 23 Tage. Dabei war nur eine Tachine voll ausgebildet, die übrigen waren nur bis zum Kopf geschlüpft. Die Tachinen in den Feuchtigkeitsstufen unter 100 % waren schon am 29. September 1932 alle vertrocknet, die toten Puppen waren schwarz, nur die Augen noch hell.

Auffällig ist, daß in den nächst niederen Temperaturstufen (21 und 18 ° C) keine, bezw. nur eine Tachine schlüpfte. Bei 21 ° C und 100 % rel. Luftfeuchtigkeit wurde am 29. September 1932 ein Tönnchen probeweise geöffnet, sie war schon schwarz, anscheinend zu dieser Zeit noch lebensfähig, ebenso noch eine am 7. Februar 1933, doch zum Schlüpfen kam keine, alle waren schließlich verfault oder verschimmelt; in den niedrigeren Luftfeuchtigkeitsstufen starben die Puppen schon viel früher ab. Bei 18 ° C und 100 % rel. Luftfeuchtigkeit schlüpfte eine einzige *Parasetigena* und diese war nur eine Krüppelform (am 6. Juli 1933, nach 314 Tagen (für diese Temperatur abnorm spät). Die Hälfte dieser Versuchsstufe war am 30. Mai 1933 einer Temperatur von 12 ° C ausgesetzt worden, aber die hohe Temperatur hatte schon endgültig schädigend eingewirkt, der Temperaturwechsel hatte keinen Erfolg mehr. Die Puppen waren bis zum 7. Juli 1933 alle verfault oder verschimmelt. Am 16. Mai 1933 waren bereits in den niedrigeren Feuchtigkeitsstufen alle Puppen vertrocknet (aber schon schwarz).

Bei 15 ° C schlüpften in der Feuchtigkeitsstufe 100 % 9 Tachinen (= 15 %), davon waren 7 voll entwickelt, 2 Krüppel. Die mittlere Entwicklungsdauer betrug hier 224 Tage, im Maximum 280, Minimum 144; der Rest ist verschimmelt. Versuchsstufen mit niederer Luftfeuchtigkeit sind alle vertrocknet (75 % bis 20. Mai 1933, 55 und 35 % schon am 30. September 1932, auch hier waren die Puppen bereits schwarz gefärbt).

Die Temperatur um 12 ° C nähert sich bereits dem vitalen Optimum (= hier Überwinterungsoptimum); bei hoher Luftfeuchtigkeit schlüpften hier 32 Tachinen (= 53 %, davon nur 2 Krüppel) (März, April, Mai, Anfang Juni) nach durchschnittlich 254 Tagen, im Maximum nach 303 Tagen, Minimum nach 198 Tagen. Am 30. September 1933 waren die Puppen bereits in den Tönnchen schwarz. Zum erstenmal von oben herab gelangte in dieser Temperaturstufe bei niedrigerer Luftfeuchtigkeit eine *Parasetigena* zum Schlüpfen (bei 75 %), allerdings ein Krüppel (nach 242 Tagen). In noch niedrigerer Luftfeuchtigkeit erreichte auch hier keine Puppe das Imaginalstadium.

In der niedersten untersuchten Temperaturstufe (7 ° C) schlüpften die meisten Tachinen; zugleich wurde hier niedrigere Luftfeuchtigkeit am besten ertragen. Bei 100 % rel. Luftfeuchtigkeit schlüpften 35 Tachinen

(58 %, davon 6 Krüppel), der Rest ist verschimmelt. Bei diesem Versuch war am 30. September 1932 noch eine Puppe hellgrau. Die Schlüpfperiode fällt in die Monate Juni und Juli. Die durchschnittliche Entwicklungsdauer beträgt 310 Tage, im Maximum 335, Minimum 284. Hier liegt also die Schlüpfperiode enger zusammen als bei 12 ° C. Bei 75 % rel. Luftfeuchtigkeit kamen 7 Tachinen aus (12 %), davon 1 voll entwickelt, mittlere Entwicklungsdauer 300 Tage, Maximum 330, Minimum 270, am 30. September 1932 war eine aufgemachte Puppe schwarzgrau, die restlichen Puppen sind vertrocknet. Bei 55 % relativer Luftfeuchtigkeit schlüpften 4 Tachinen (= 7 %, 3 voll entwickelt, mittlere Entwicklungsdauer 313 Tage, Maximum 320, Minimum 293). Am 30. September war eine Puppe leicht gebräunt. Bei 35 % relativer Luftfeuchtigkeit schlüpfte auch hier nichts.

Bei der Entwicklung von *Parasetigena* in Abhängigkeit von der Temperatur lassen sich demnach 2 Höhepunkte unterscheiden (vgl. Abb. 2): bei sehr tiefer und bei hoher Temperatur; dazwischen hat sich die Tachine nicht entwickelt. Zweifellos liegt hierbei das Optimum bei tiefer Temperatur. Hier schlüpften die meisten Individuen und außerdem fällt auch diese Temperatur annähernd mit der Durchschnitts-Freilandtemperatur der *Parasetigena*-Tönnchen zusammen. Bei den in hoher Temperatur zur Entwicklung gelangten *Parasetigena* (viel geringerer Prozentsatz, vielfach Krüppel) scheint es sich um eine durch abnorm hohe Temperatur künstlich in die Höhe getriebene Entwicklung zu handeln.

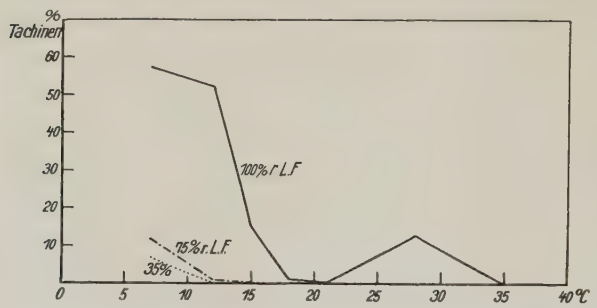


Abb. 2. Prozentzahl der geschlüpften *Parasetigena segregata* bei verschiedener Temperatur und Luftfeuchtigkeit.

Zusammenfassend ist festzustellen: *Parasetigena segregata* ist in ihrem Puppenstadium eine hygrophile und zugleich kälteliebende Art. Sie ist ein Beispiel dafür, daß Vorliebe für Feuchtigkeit und Kälte in unseren Breitengraden meist in einer Art vereinigt sind (vgl. ähnliche Beobachtungen an Ameisenarten Gößwald 1932). Nach Baer 1921 reicht die Verbreitung der *Parasetigena* bis weit in das nördliche Rußland. Die *Parasetigena* scheint demnach ähnlich wie die Nonne (nach Komárek 1933) ein Eupaläarkte zu sein.

2. Zur Temperatur- und Feuchtigkeitsabhängigkeit des Larvenstadiums von Parasetigena segregata Rond.

Im Juli 1933 wurden Tachinenlarven, kurz nachdem sie ihren Wirt verlassen hatten, verschiedenen Temperatur- und Feuchtigkeitsstufen ausgesetzt (8—28 ° C, 25—100 % relative Luftfeuchtigkeit). Die para-

sitierten Nonnenraupen waren wieder in Freudenberg gesammelt worden. Alle Larven gingen in den 8 Temperatur- und 6 Feuchtigkeitsstufen in Tönnchenform über, aber nur bei 100 % relativer Luftfeuchtigkeit und zum Teil noch bei 90 % blieben die Puppen am Leben. In den Temperaturstufen 28—15 ° C dauerte der Übergang in die Tönnchenform nie länger als einen Tag, bei 13 ° C einmal 2 Tage (25 % relative Luftfeuchtigkeit), sonst einen Tag, bei 11 ° C ebenfalls bei 25 % relativer Luftfeuchtigkeit 2 Tage, im übrigen einen Tag, bei 7 ° C 2—3 Tage; dabei färbten sich die Tönnchen in hohen Temperaturstufen schon nach ein bis zwei Tagen schwarzbraun, bei niedriger Temperatur blieben sie länger hellbraun.

Das Larvenstadium von *Parasetigena* dauert auch in dem Tönnchen nicht lange, ebenso geht die Weiterentwicklung der Puppe sehr rasch vor sich; bei 15 ° C war die Puppe nach 13 Tagen bereits hellbraun, auch die Augen waren schon pigmentiert.

Die Verkürzung des besonders empfindlichen Larvenstadiums, die rasche Weiterentwicklung der *Parasetigena,* nachdem sie den Wirt verlassen hat, in das immerhin widerstandsfähigere Puppenstadium scheint ein Schutz dieser hygrophilen Art gegen Austrocknen zu sein. Bei Arten, die gegen Trockenheit widerstandsfähiger sind, geht der Übergang in das Puppenstadium und die Weiterentwicklung der Puppe normalerweise langsamer vor sich (vgl. *Sarcophaga* S. 13).

3. Postimaginale- und Eientwicklung.

Über die Temperaturabhängigkeit der Latenzperiode berichtet Baer 1921: sie dauert bei warmem Wetter 8 Tage, durchschnittlich 2 Wochen, bei 12 ° C erfolgt innerhalb 3 Wochen noch keine Weiterentwicklung der Ovarien. Nach Versuchen im Laboratorium scheint die Entwicklungsdauer auch von der Qualität und Quantität der Nahrung abhängig zu sein; bei Zimmertemperatur legten gut gefütterte Tachinen nach 2 Wochen, schlecht gefütterte erst nach 3 Wochen ab.

Im Freiland bedeutet eine Verlängerung der Latenzperiode durch naßkaltes Wetter nicht unbedingt einen Nachteil für den Tachinenbestand, wenn noch rechtzeitig zur Eiablage einige schöne Tage kommen; sie stellt vielmehr einen biologischen Schutz dar: durch kühle Witterung wird die Entwicklung der Nonnenraupen gehemmt. Im Jahre 1933 war in der Oberpfalz Mitte Juni infolge anhaltenden naßkalten Wetters durchschnittlich erst das 2. und 3. Stadium der Nonne erreicht. Derart jung tachinierte Raupen würden samt den Tachinen zugrunde gehen. Die Raupen entwickeln sich nun bei kühler Witterung zwar langsam, aber immerhin stetig weiter. Bei den Tachinen wird zunächst die Schlüpfperiode verzögert (1933 bis Ende Juni); außerdem entwickeln sich die Ovarien der Tachinen im Vergleich zum Wachstum der Nonnenraupen verhältnismäßig langsamer. Die Folge ist, daß die Tachine zur Legeperiode fast nur alte Raupenstadien antrifft und dann ihre Larven voll zur Reife gelangen. Unter den oben beschriebenen Witterungs-

verhältnissen wurden in Freudenberg (Oberpfalz) 1933 in unbestäubtem Revier eine 86prozent. erfolgreiche Tachinierung erreicht (vgl. S. 7).

Der gegenseitige Einfluß der Entwicklungsgeschwindigkeit der Nonne und der Tachine auf den Parasitenbestand in Abhängigkeit von Temperatur wird noch längeres Freilandstudium in Anspruch nehmen.

Neben Larven-, Puppen- und Postimaginalentwicklung ist auch die Eientwicklung als kritisches Stadium der Parasiten zu bezeichnen. Nach Prell (1914) verkürzt sich die Eiperiode bei 20° C auf 3 Tage, bei niedrigerer Temperatur ist sie entsprechend länger (bis 8 Tage). Da die Tachinierung erfolglos bleibt, wenn die Raupe die mit dem Ei besetzte alte Larvenhaut abstreift, wurden Versuche angesetzt, um die Schnelligkeit der Raupen- und Tachinenentwicklung in Temperaturabhängigkeit vergleichend zu untersuchen. Zu scheinbar begatteten, trächtigen Tachinenweibchen wurden Schwammspinnerraupen, die sich frisch gehäutet hatten, gesetzt, und diese sofort nach der Belegung mit Tachineneiern verschiedenen Temperaturstufen von 6—28° C ausgesetzt, stets bei 90 % relativer Luftfeuchtigkeit (vermutetes Freilandmittel). Leider gelangten die Eier aus irgendeinem Grunde nicht zum Schlüpfen; vielleicht verträgt die Eientwicklung die konstante Luftfeuchtigkeit von 90 % nicht. Zu weiteren Versuchen bei höherer Luftfeuchtigkeit reichte in diesem Jahr das Material nicht mehr. Möglicherweise spielt der Feuchtigkeitsgehalt der Luft eine größere Rolle bei der Eientwicklung als die Temperatur.

C. Sarcophaga Schützei Kram.

I. Biologische Beobachtungen.

Bei der Beschreibung der *Sarcophaga Schützei* Kram. (Kramer 1909 und 1911) befindet sich eine Notiz, derzufolge die Art aus Nonnenraupen und Kiefernspinnerraupen gezogen wurde; seitdem wurde aber keine derartige Beobachtung mehr veröffentlicht, obwohl *Sarcophaga* sehr häufig ist und so waren Zweifel aufgetaucht, ob diese Art ein echter Nonnenparasit sei. Zwei Jahre hindurch habe ich aus einem Gebiet, in dem sowohl *Parasetigena* wie *Sarcophaga* in großer Zahl ausgegraben worden war, Altraupen auf ihren Parasitenbefall beobachtet, und stets eine große Anzahl *Parasetigena*-Larven, nie aber *Sarcophaga*-Larven bekommen. Bei Tönnchenausgrabungen fand ich jedoch in dem Nonnenrevier doppelt so viel *Sarcophaga* als *Parasetigena*-Tönnchen. Da sich nun die Beobachtungen gemehrt hatten, daß *Sarcophaga* besonders stark am Ende von Nonnenkalamitäten auftritt, das häufig durch das Auftreten von Polyederseuchen gekennzeichnet ist, war zu vermuten, daß *Sarcophaga* sich von dem Aas der massenhaft vorhandenen Polyederraupen ernährt. Zur Feststellung dieser Frage wurden 1933 Zuchtversuche durchgeführt.

Die Reife der Weibchen bis zur Ablage der Brut dauerte besonders bei den frühzeitig zum Schlüpfen gebrachten Weibchen sehr lange (4 bis

6 Wochen); die bei kalter Temperatur zum Schlüpfen gebrachten Weibchen waren, sobald sie der Zimmertemperatur ausgesetzt wurden, um einige Wochen früher ablagefähig.

Die Fliegen wurden gefüttert mit Raupensaft und Kot; außerdem erhielten sie stets frisches Wasser. Nach einer vierwöchentlichen Abwesenheit bemerkte ich etwa 20 ausgetrocknete Stiftchen von der Form eines Bananeneies an einer toten Kiefernspinnerraupe; unter einer anderen faulen Raupe lagen nebeneinander zwei Larven, etwa $^1/_4$—$^1/_2$ cm groß. Gesunde Raupen waren von der *Sarcophaga* nicht angegriffen worden. Ich gab nun ein Näpfchen mit polyederkranken, zum Teil schon toten Raupen (Ringelspinner) in den Fliegenkäfig. Sofort flog eine *Sarcophaga* darauf zu (scheinbar angelockt von dem Polyedergeruch), betastete die Raupen, und legte dann etwa 4 cm von der nächsten Raupe entfernt am Rand des Glasnäpfchens eine Larve ab; diese kroch sofort auf die Raupe zu und bohrte sich in den Polyederschlamm ein. Später beobachtete ich, wie eine *Sarcophaga* ihre Larve auf eine Raupe (polyederkrank, aber noch schwach am Leben) ablegte, die Larve blieb zunächst nur an den Haaren der Raupe haften. Derartige Versuche wurden auch an Nonnen- und Schwammspinnerraupen, die infolge Polyederseuchen gestorben waren, öfter mit Erfolg wiederholt, niemals dagegen wurde eine Ablage von Larven an gesunden Raupen beobachtet. Die Bevorzugung einer bestimmten Tageszeit konnte nicht festgestellt werden.

Abb. 3. *Sarcophaga* Schützei Kram. Tönnchen und Imago.

Die *Sarcophaga*-Larven wachsen erstaunlich rasch heran, bei Zimmertemperatur in durchschnittlich 4 Tagen. Die Größe beträgt bei der Ablage bis 2, nach 1 Tag 2,5, nach 2 Tagen 3, nach 3 Tagen 7, nach 4 Tagen 12 mm. [1])

Die vollentwickelten *Sarcophaga*-Larven verließen den Polyeder-Raupenbrei und gingen in die Tönnchenform über nach etwa 5 bis 10 Tagen (vgl. hierzu *Parasetigena,* welche durchschnittlich nach 1 Tag dieses Stadium erreicht). Die Größe der im Laboratorium gezüchteten Tönnchen beträgt 1 cm, die im Freien ausgegrabenen waren durchschnittlich 0,7—10 mm groß (vgl. Abb. 3).

Im Freien dürften sich die *Sarcophaga*-Larven ebenfalls in der Hauptsache von Raupenaas ernähren am Boden und vielleicht auch in den Klumpen gewipfelter Raupen. Versuche, ob sich die Larven auch in Raupenkot, der in dem Nonnenkalamitätsgebiet Zentimeter hoch liegt, ernähren können, verliefen negativ, die Fliegen legten hier auch nicht ab.

[1]) Hallok (1929) erwähnt, daß Larven, die von *Sarcophaga latisterna* Park. herausseziert worden waren, sich sehr rasch in getöteten Raupen von *Popillia japonica* entwickelten (4—5 Tage).

II. Zur Ökologie von *Sarcophaga Schützei* Kram.

1. Die Entwicklung des Puppenstadiums in Abhängigkeit von verschiedener Temperatur und relativer Luftfeuchtigkeit.

Ein Vergleich der Ökologie von *Sarcophaga* mit *Parasetigena* bietet sehr viel Interessantes. Wenn auch *Sarcophaga* nicht als echter Nonnenparasit nachgewiesen werden konnte, so ist die Kenntnis der Ökologie dieser Art doch von großer praktischer Bedeutung, da sie einen Lichtblick wirft auf die große Anpassungsfähigkeit anderer Sarcophagiden, die echte Parasiten sind.[1]) In dieser Richtung muß sich künftig die weitere ökologische Forschung bewegen. Bevor ein Parasit in ein Bekämpfungsgebiet eingeführt wird, ist die Ökologie des Parasiten und ebenso die Ökologie des zugedachten Biotops festzustellen; erst wenn beide übereinstimmen, ist die Grundlage für die Einbürgerung gegeben. Soviel bisher festgestellt werden konnte, sind die Sarcophagiden (natürlich kommen hier nur echte Parasiten in Frage) viel euryöker und auch biologisch anpassungsfähiger, gerade ihre Untersuchung ist daher besonders erwünscht.

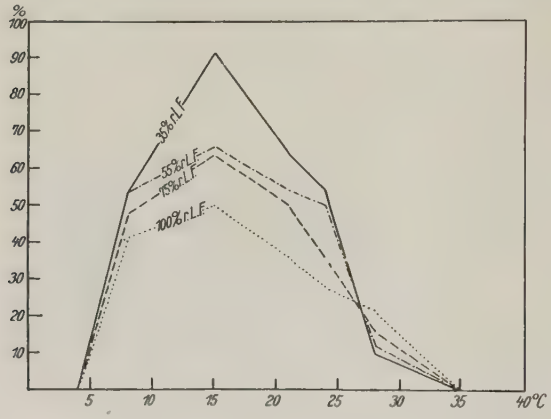


Abb. 4. Prozentzahl der geschlüpften *Sarcophaga* bei verschiedener Temperatur und Luftfeuchtigkeit.

Die *Sarcophaga Schützei* stellt den Typ einer sehr anpassungsfähigen Aasfliege dar; es wäre nun erstrebenswert zu untersuchen, ob mit der Anpassung anderer Sarcophagiden an das Parasitenleben und mit ihrer Spezialisierung nicht auch Schritt für Schritt die Unabhängigkeit von ökologischen Außenfaktoren verloren geht.

Die Entwicklungskurven von *Sarcophaga* und *Parasetigena* sind vollständig verschieden (vgl. Abb. 4 und Abb. 2). Bei *Sarcophaga* gibt es in dem Versuch zur Feststellung der Abhängigkeit der Entwicklung von der Temperatur nur e i n e n Höhepunkt (15—16 ° C), außerdem ist bemerkenswert, daß diese Art durch höhere Temperatur, die weit über der natürlichen, im Freien beobachteten Durchschnittstemperatur liegt, zur beschleunigten Entwicklung angeregt werden kann, ohne daß dadurch eine größere Sterblichkeit eintritt. Demgegenüber ist *Paraseti-*

[1]) Durch einige Vorversuche mit Sarcophagidenparasiten des Kiefernspinners und Schwammspinners, teilweise mit Arten, die eine größere Generationenzahl im Jahr haben, ergab sich, daß diese im Gegensatz zu der hochspezialisierten Nonnentachine *Parasetigena* weitgehend unabhängig sind von Witterungseinflüssen.

gena starr an niedere Temperatur gebunden. Nicht nur biologisch ist *Parasetigena* stark spezialisiert, sondern auch ökologisch, beiderseits im Gegensatz zu *Sarcophaga Schützei.*

Wie gegen Temperaturunterschiede ist *Sarcophaga* auch gegen Feuchtigkeitsunterschiede unabhängiger und zwar zeigt sich hier ein sehr auffallender Unterschied gegenüber *Parasetigena.* Letzte Art war eng an hohe Luftfeuchtigkeit gebunden, *Sarcophaga* verträgt nicht nur geringe Luftfeuchtigkeit, sondern zeigt sogar von den vier untersuchten Luftfeuchtigkeitsstufen den höchsten Entwicklungsprozentsatz bei der niedersten Stufe, von 35 %. Das gilt für die Temperaturstufen zwischen 4 ° und 26 ° C, über 26 ° C schneiden sich die Kurven und das Optimum liegt im Bereich extrem hoher Temperatur umgekehrt bei hoher Luftfeuchtigkeit.

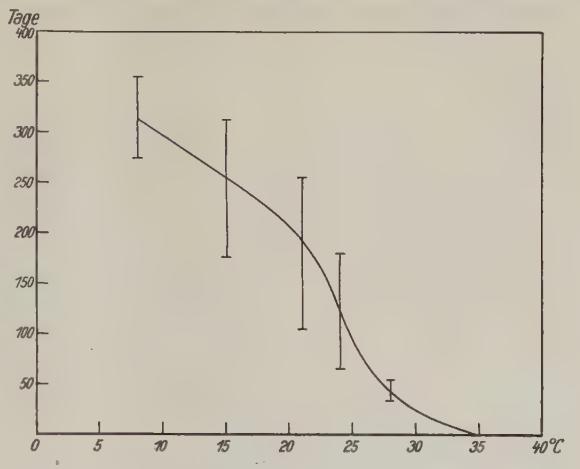


Abb. 5. Entwicklungsdauer von *Sarcophaga Schützei* Kram. (Mittel von 4 Luftfeuchtigkeitsstufen) in Abhängigkeit von Temperatur.

Im einzelnen verlief die Entwicklung der *Sarcophaga* in den verschiedenen Temperaturstufen folgendermaßen:

Bei 35 ° C gelangte auch von *Sarcophaga* keine Puppe bis zum Imaginalstadium; bei hoher Luftfeuchtigkeit verschimmelten sämtliche Tönnchen bis zum 30. September 1932. Einige zu dieser Zeit aufgemachte Puppen waren schon braunschwarz. Die Puppen, welche niedrigerer Luftfeuchtigkeit ausgesetzt waren, vertrockneten in dieser Temperaturstufe sämtlich.

Bei 28 ° C gelangten die meisten bei 100 % relativer Luftfeuchtigkeit zur Entwicklung im Gegensatz zu den niedrigeren Temperaturstufen und zwar hier 22 % (mittlere Entwicklungsdauer 45 Tage, Maximum 63, Minimum 25); von diesen waren über die Hälfte voll entwickelt, der Rest Krüppel (mit verstümmelten Flügeln, oder nur teilweise geschlüpft bis Kopf oder Thorax). Bei geringerer Luftfeuchtigkeit schlüpften in dieser hohen Temperaturstufe nur wenig Imagines und zwar fast nur Krüppelformen.

In der Temperaturstufe 24 ° C schlüpften die meisten bei niedriger Luftfeuchtigkeit; bei 100 % relativer Luftfeuchtigkeit schlüpften nur 28 % (mittlere Entwicklungsdauer 84 Tage, Maximum 173, Minimum 46, davon nur die Hälfte normal entwickelt), bei 75 % Luftfeuchtigkeit schlüpften 36 % (mittlere Entwicklungsdauer 132 Tage, Maximum 191, Minimum 86, nur 4 Krüppelformen), bei 55 % Luftfeuchtigkeit schlüpften

50 % (mittlere Entwicklungsdauer 138 Tage, Maximum 180, Minimum 73 Tage, 6 Krüppel), bei 35 % Luftfeuchtigkeit 56 % (mittlere Entwicklungsdauer 137 Tage, Maximum 60, 12 Krüppel).

Bei der Temperaturstufe 21 ° C schlüpften ebenfalls deutlich mehr Versuchstiere in den trockneren Luftfeuchtigkeitsstufen. Bei 100 % Luftfeuchtigkeit nur 36 % (mittlere Entwicklungsdauer 186 Tage, Maximum 218, Minimum 105, etwa ein Drittel Krüppel), bei 75 % Luftfeuchtigkeit entwickelten sich 50 % (mittlere Entwicklungsdauer 240 Tage, Maximum 287, Minimum 139, nur 3 Krüppel), bei 55 % Luftfeuchtigkeit 54 % (mittlere Entwicklungsdauer 185 Tage, Maximum 252, Minimum 110, 5 Krüppel), bei 35 % Luftfeuchtigkeit 64 % (mittlere Entwicklungsdauer 167, Maximum 267, Minimum 77, 12 Krüppel).

Die meisten Imagines schlüpften bei 15 ° C. Auch in dieser optimalen Temperaturstufe ist deutlich eine Bevorzugung niedriger Luftfeuchtigkeit zu erkennen. Bei 100 % Luftfeuchtigkeit schlüpften 50 % (mittlere Entwicklungsdauer 220 Tage, Maximum 290, Minimum 115), bei 75 % Luftfeuchtigkeit entwickelten sich 64 % (mittlere Entwicklungsdauer 269 Tage, Maximum 310, Minimum 210), bei 55 % erreichten 66 % das Imaginalstadium (mittlere Entwicklungsdauer 288 Tage, Maximum 332, Minimum 200), bei 35 % schlüpften hier von allen untersuchten Stufen die meisten Individuen, nämlich 92 % (mittlere Entwicklungsdauer 260 Tage, Maximum 216, Minimum 181).

Während von *Parasetigena* die meisten Imagines in der niedersten untersuchten Temperaturstufe zur Entwicklung gelangten, nimmt bei *Sarcophaga* von 15 ° C abwärts die Zahl der entwickelten Individuen wieder ab. Die Bevorzugung geringer Luftfeuchtigkeit bleibt auch in diesem Temperaturbereich bestehen. In der Stufe 8 ° C schlüpften bei 100 % Luftfeuchtigkeit 42 % (mittlere Entwicklungsdauer 320 Tage, Maximum 360, Minimum 302), bei 75 % Luftfeuchtigkeit schlüpften 48 % (mittlere Entwicklungsdauer 323, Maximum 360, Minimum 266), bei 55 % entwickelten sich 54 % (mittlere Entwicklungsdauer 316, Maximum 360, Minimum 273 Tage), bei 35 % Luftfeuchtigkeit 54 % (mittlere Entwicklungsdauer 298, Maximum 350, Minimum 260 Tage).

Die Tatsache, daß bei *Parasetigena* das empirisch festgestellte Temperatur- und Feuchtigkeitsoptimum mit dem natürlichen übereinstimmt, bei *Sarcophaga* dagegen nicht, ist sehr bezeichnend für die Eigenart der beiden untersuchten Dipteren. *Parasetigena* ist biologisch sehr spezialisiert, und ebenso auch ökologisch; das empirisch festgestellte Temperatur- und Feuchtigkeits-Entwicklungsoptimum stimmt daher hier mehr oder weniger konstant mit dem natürlichen Entwicklungsoptimum überein. Hohe Temperatur vermag zwar bis zu einem gewissen Grade eine Beschleunigung der Entwicklung anzuregen, doch reicht es infolge der Gebundenheit der Art an die natürliche niedrige Temperatur nur in seltenen Fällen zur vollständigen Ausbildung einer Imago. *Sarcophaga* hat dagegen sowohl biologisch wie ökologisch eine breitere Basis der Entwicklungsmöglichkeit. Als Aasfliege ist sie nicht

wie *Parasetigena* an einen bestimmten Wirt und vermutlich auch nicht an einen eng begrenzten Biotop gebunden. Das durch Aussetzen an verschiedene Temperaturstufen empirisch gefundene Temperaturentwicklungsoptimum deckt sich hier nicht mit dem natürlichen Wert und ebensowenig das empirisch gefundene Feuchtigkeitsoptimum. [1]) Im Gegensatz zu *Parasetigena* kann *Sarcophaga* durch höhere Temperatur bis 16 ° C zur beschleunigten Entwicklung angeregt werden, ohne daß dadurch die Zahl der schlüpfenden Imagines vermindert wird.

2. Die Entwicklungsgeschwindigkeit der Puppen und ihre ökologische Bedeutung.

Die Puppen der *Parasetigena segregata* entwickeln sich sehr früh, da gerade das Larven- und frühe Puppenstadium besonders empfindlich gegen Umwelteinflüsse sind (vgl. S. 11); nach 13 Tagen wird die Puppe bereits bei Zimmertemperatur hellbraun; trotzdem geht die Entwicklung zur schlüpfreifen Imago nur langsam vor sich. *Sarcophaga* dagegen bleibt sehr lang auf einem frühen, wenig entwickelten Puppenstadium stehen, um dann sprunghaft sich zur Vollimago zu entwickeln, sobald günstige Temperaturverhältnisse eintreten. Zum Vergleich der Entwicklungsgeschwindigkeit wurden je 5 Tönnchen der beiden Arten von verschiedenen Temperaturstufen an einem Tag (21. Januar 1933 = 129 Tage nach Versuchsbeginn) geöffnet. Als Gradmesser der Entwicklung soll hier die Färbung gelten. Zu dieser Zeit waren von *Parasetigena* bei 28 ° C wenige Fliegen geschlüpft (nach durchschnittlich 46 Tagen), in niedrigeren Feuchtigkeitsstufen noch nichts. Bei *Sarcophaga* hat sich in derselben Temperaturstufe schon eine größere Zahl zur Imago entwickelt (nach 43 Tagen), außerdem auch schon sehr viele bei 24 ° C (mittlere Entwicklungsdauer 125 Tage) und sogar schon bei 21 ° C (mittlere Entwicklungsdauer 200 Tage).

In der Stufe 4 ° C war die Puppe von *Parasetigena* schon schwarz, der Thorax ließ die Zeichnung erkennen, die Augen waren bereits dunkelbraun. In den höheren Temperaturstufen waren die *Parasetigena*-Puppen in ungefähr der gleichen Verfassung, teilweise ließ sich hier schon die Behaarung unterscheiden. Viel weiter zurück waren äußerlich betrachtet die Puppen von *Sarcophaga;* von 4—13 ° C waren sie noch ganz weiß, auch die Augen; sogar bei 15 und 21 ° C, also Temperaturstufen, in denen zu dieser Zeit schon Individuen geschlüpft waren, wurden noch vollständig weiße, unentwickelte Puppen angetroffen.

Ein weiterer Versuch wurde durchgeführt, um festzustellen, ob die Entwicklung der *Sarcophaga* rascher vor sich geht, wenn ihre Puppen bereits einige Monate bei niedriger Temperatur gelagert haben. Am 27. März 1933 wurden je 20 *Sarcophaga*-Puppen, die bereits seit 22. Sep-

[1]) Wenn *Sarcophaga* gegen alle Feuchtigkeitsstufen gleich widerstandsfähig wäre, statt gerade niedrige Luftfeuchtigkeit zu bevorzugen, könnte man annehmen, daß die größere Resistenz gegen trockenere Luft im Vergleich zur Empfindlichkeit der *Parasetigena* auf die stärkere Chitinbekleidung ihres Tönnchens zurückzuführen sei.

tember 1932 als Reservebestand bei 2—3 ° C in Moos gelagert hatten, hoher Temperatur ausgesetzt, und zwar wurde der Versuch in drei Gruppen durchgeführt: bei 17, 21 und 24 ° C mit je 7 Feuchtigkeitsstufen von 5—100 %.

Die früher festgestellte Entwicklungszeit in dem ersten Versuch, in dem die Puppen sogleich nach dem Sammeln höherer Temperatur ausgesetzt worden waren, dauerte viel länger (bei 24 ° C 125 Tage, bei 21 ° C 200 Tage, bei 15 ° C 254 Tage); demgegenüber betrug die Entwicklungszeit bei den Puppen, die schon 220 Tage auf 3 ° C gelagert hatten in Stufe 17 ° C 19 Tage, bei 21 ° 13 Tage, bei 24 ° C nur 10 Tage (vgl. Abb. 6), hier lag auch die Schlüpfperiode enger zusammen.

In allen Temperatur- und Feuchtigkeitsstufen dieses Versuches entwickelten sich 100 % oder annähernd 100 %. In dem ersten Versuch, in dem verschiedene Temperatur und Feuchtigkeit längere Zeit auf die Puppen einwirkten, waren die meisten bei geringer Luftfeuchtigkeit geschlüpft; in dem kurz dauernden zweiten Versuch war ein nachteiliger Einfluß höherer Luftfeuchtigkeit nicht festzustellen, hier schlüpften im Gegenteil die meisten bei 100 % Luftfeuchtigkeit, und die Zahl der schlüpfenden Individuen nahm undeutlich und nicht ganz gleichmäßig zu 5 % relativer Luftfeuchtigkeit bis auf 83 % ab.

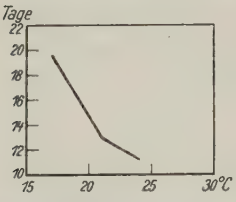


Abb. 6.
Entwicklungsgeschwindigkeit von *Sarcophaga*-Puppen, die 220 Tage nach Lagern bei 3° C höherer Temperatur ausgesetzt wurden.

Die Puppen von *Sarcophaga,* die in dem ersten Versuch sofort nach ihrem Sammeln bei 4 ° C ausgesetzt worden waren, hatten sich bis zum 22. September 1933 (nach 13 Monaten) noch nicht zur Imago entwickelt. Aufgemachte Puppen waren noch ganz weiß. Um nun festzustellen, ob sie noch lebensfähig waren, wurden sie der Zimmertemperatur ausgesetzt (10—26 ° C, Mittel 20 ° C). Bereits am 27. September 1933, also nach 5 Tagen, schlüpften die ersten Fliegen, und zwar waren diese voll entwickelt. Die Schlüpfperiode dauerte bis 6. Dezember 1933, die meisten waren wieder bei niedriger Luftfeuchtigkeit geschlüpft (bei 35 % Luftfeuchtigkeit 83 %, bei 55 % 75 %, bei 75 % 60 %, bei 100 % 50 %).

Die biologische Bedeutung der Fähigkeit von *Sarcophaga,* bei niedriger Temperatur sehr lange in einem wenig entwickelten Stadium zu liegen und bei einsetzender höherer Temperatur rasch zur vollendeten Reife zu gelangen, liegt darin, daß die Art nicht an einen bestimmten Entwicklungszyklus gebunden ist (wie das bei *Parasetigena* der Fall ist), sondern zu jeder Zeit, sobald die Außentemperatur die Existenz von Wirtstieren begünstigt, zur Fortpflanzungstätigkeit übergehen kann. Diese Erscheinung ist typisch für eine polyphage, euryöke Art; demgegenüber steht *Parasetigena,* die in der Hauptsache an einen Wirt, bezw. einige mit enger begrenztem Entwicklungsverlauf gebunden ist, und sich starr an diesen anschließt.

III. Die Bedeutung der Sarcophaga für den Forstschutz.

Eine direkte Bedeutung als Parasit von Schadinsekten des Waldes scheint der *Sarcophaga Schützei* nach den Beobachtungen über ihre Biologie nicht zuzukommen (vgl. S. 13). Trotzdem ist sie nicht ganz nutzlos. S. 12 wurde erwähnt, daß im Nonnengebiet in der Oberpfalz viel mehr *Sarcophaga* als *Parasetigena* festgestellt wurden. Da nun jährlich eine bestimmte Zahl der Fliegen, sowohl im Puppen- wie im Imaginalstadium Raubinsekten, Spitzmaus, Schnellkäferlarven (vgl. Wichmann 1924), vielleicht auch Vögeln (ob hierbei mehr nützliche Tachinen oder Sarcophagiden gefressen werden, ist noch nicht nachgewiesen) und dergleichen zum Opfer fällt, ist es von großem Vorteil, wenn sich neben den Tachinentönnchen eine größere Zahl von Sarcophagatönnchen befindet; der Schaden wird dadurch mindestens auf die Hälfte reduziert, die Vernichtung von indifferenten Sarcophagiden kommt der Populationsdichte der nützlichen Tachinen zugute.[1])

D. Schluß. Zusammenfassung der Ergebnisse.

Parasetigena segregata Rond. stellt das wichtigste biologische Gegengewicht gegen eine Vermehrung der Nonne dar. Wenn trotzdem Kalamitäten als Folge günstiger klimatischer Entwicklungsbedingungen auftreten, so liegt das in der Eigenart des Plantagenwaldes begründet (Escherich). Der hervorragende Nutzen der Tachinen besteht darin, daß diese gerade das letzte Raupenstadium befällt, welches die meisten Aussichten hat, ein fortpflanzungsfähiges Stadium zu erreichen. Die Bedeutung wird noch dadurch erhöht, daß gerade Altraupen gegen Witterungsfaktoren, welche bis zu 90 % der Jungraupen vernichten können, sehr unempfindlich ist. Die Jungraupen sind das abiotisch-klimatisch-kritische Stadium, die Altraupen das biologisch kritische Stadium, in dem die Parasiten den Ausschlag geben. In den meisten Fällen würde ein Bruchteil der von den Parasiten vernichteten Altraupen genügen, um für das nächste Jahr einen vollständigen Kahlfraß herbeizuführen. Unkontrollierbar durch Tönnchensammlungen geht nebenher der Nutzen der Tachinen durch Vernichtung von Jungraupen, deren Zahl in manchen Fällen mindestens ebenso hoch sein dürfte, abgesehen von der nicht unbeträchtlichen Zahl der mehrfach belegten Raupen, die auch vielfach vor der Reife des Parasiten eingehen.

Zur Biologie von *Parasetigena* konnte durch Freilandbeobachtungen festgestellt werden, daß das Schlüpfen bei naßkaltem Wetter sich um einige Wochen verzögert (das kann einen Vorteil bedeuten, vgl. S. 11). Die frisch geschlüpften Weibchen werden von den am Boden suchend umherschwärmenden älteren Männchen begattet; die noch nicht flug-

[1]) Über einige Hyperparasiten der Tachinen werde ich in einer besonderen Arbeit berichten.

fähigen Weibchen können von den Männchen in langsamem Fluge in die Baumkronen hinaufgenommen werden, oder das Pärchen bleibt in bestimmter Stellung am Fuße des Baumes. Das Schwärmen der Fliegen (zur Eiablage) erfolgt bei warmem Wetter von etwa 10 Uhr morgens bis in die Nachmittagsstunden. Nahrungsaufnahme ist möglich an Ausscheidungen der Nadeln und der Rinde.

Die Einwirkung von Pyrethrumkontaktgiften auf die Tachinen und andere nützliche Insekten ist nicht so schlimm wie die der Arsenfraßgifte. Bei den Tachinen wird zudem nur ein kleiner Bestand getroffen, der sich zur Zeit der Bestäubung gerade im Imaginalstadium befindet (Schlüpfzeit dauert mehrere Wochen). In einem bestäubten Bestand waren 93 % der Raupen und 100 % der Puppen von Tachinenlarven besetzt, von unbestäubtem Bestand 86 % der Raupen und 55 % der Puppen; daraus geht hervor, daß in dem bestäubten Gebiet mehr Tachinen als nötig übrig geblieben sind. Der Verlust der bestäubten parasitierten Raupen fällt nicht ins Gewicht, da die Bestäubung an Jungraupen ausgeführt wird, welche mitsamt den Tachinen auch auf natürlichem Wege zugrunde gegangen wären.

Die Ökologie der *Parasetigena* ist typisch für eine eng auf ihr Wirtstier spezialisierte Art. Optimum für das Puppenstadium ist tiefe Temperatur (ca. 7 ° C) und hohe Luftfeuchtigkeit (100 %); hohe Temperatur vermag zwar die Entwicklung bis zu einem gewissen Grad anzuregen und zu beschleunigen, doch kommt es nur in äußerst seltenen Fällen zum Abschluß der Imaginalausbildung. In dem optimal tiefen Temperaturbereich werden auch Feuchtigkeitsstufen unter 100 % bis 55 % ertragen, aber nur ein geringer Prozentsatz schlüpft hier. *Parasetigena* stimmt hier überein mit anderen Insekten, die ebenfalls im Bereich ihres Temperaturoptimums am widerstandsfähigsten gegen ungünstige Luftfeuchtigkeit sind. *Parasetigena* ist zusammenfassend im Puppenstadium eine hygrophile und kälteliebende Art.

Das Larvenstadium ist besonders empfindlich gegen geringe Luftfeuchtigkeit. Schutz gegen die Einwirkung geringer Luftfeuchtigkeit bietet die Möglichkeit sehr rascher Verpuppung (28—15 ° C in einem Tag, 13—11 ° C: 1—2 Tage, 7 ° C bis 3 Tage). Sämtliche Larven erreichten von 28—7 ° C und bei 100—25 % relative Luftfeuchtigkeit das Tönnchenstadium, aber nur die Puppen bei 100 % und teilweise noch bei 90 % blieben am Leben.

Die Postimaginalentwicklung ist von der Temperatur und Nahrung abhängig (vgl. B a e r 1921). Eine Verlängerung der Latenzperiode im Freiland bedeutet nicht unbedingt einen Nachteil, wenn noch rechtzeitig einige warme Tage zur Eiablage kommen; denn wenn die Eiablage längere Zeit verhindert wird, treffen die Tachinen zur Eiablage alte Raupen an, welche sich trotz ungünstiger Witterung schneller als die Tachinen weiter entwickelt haben. Im Altraupenstadium gelangen die Tachinen zur vollen Entwicklung, in Jungraupen würden sie mitsamt ihren Wirten frühzeitig sterben.

Die Eientwicklung ist ebenfalls von der Temperatur abhängig, noch größer scheint aber der Einfluß der Luftfeuchtigkeit zu sein.

Sarcophaga Schützei Kram., die bisher als echter Parasit gegolten hat, wurde als Aasfliege festgestellt. Die Fliegen ernähren sich von Exkrementen und tierischen Säften. Die Postimaginalreife der Sarcophagafliege dauert etwa 4 Wochen. Sie legt mit Vorliebe ihre Larven an stark polyederkranke oder schon tote Raupen ab. Diese entwickeln sich binnen 4 Tagen. Der Übergang der reifen Larve in die Tönnchenform geht bei *Sarcophaga* viel langsamer vor sich als bei *Parasetigena*, nämlich in 5—10 Tagen. *Sarcophaga* hat im Gegensatz zu *Parasetigena* keine Beschleunigung des Übergangs nötig, da sowohl die Larve, wie die Puppe gegen trockene Luft sehr widerstandsfähig ist. Larven, die sich bei 30 % verpuppten, sind lebensfähig, ebenso aber auch bei 100 %.

Ökologisch ist *Sarcophaga* ganz verschieden von *Parasetigena*. Letztere ist biologisch und auch ökologisch eng spezialisiert, erstere als Tpy einer Aaasfliege sehr euryök und auch biologisch sehr wenig gebunden. Demzufolge sind auch die Entwicklungskurven von den beiden Arten sehr verschieden. Bei *Sarcophaga* gibt es für das Puppenstadium einen optimalen Temperaturbereich, der weit über dem natürlichen Mittel bei 15 ° C liegt. Durch einige Temperaturgrade über dem Optimum kann die Entwicklung noch mehr beschleunigt werden, ohne daß hierdurch eine besonders hohe Sterblichkeit festzustellen ist.

Auch gegen Feuchtigkeitsunterschiede ist *Sarcophaga* sehr viel unabhängiger; während *Parasetigena* fast ganz auf 100 % Luftfeuchtigkeit angewiesen war, schlüpft *Sarcophaga* bei allen untersuchten Stufen und bevorzugt sogar sehr deutlich die niederste (35 %), und zwar reicht diese Bevorzugung von 4—26 ° C, bei 26 ° C schneiden sich die Kurven und von hier ab ist *Sarcophaga* umgekehrt am entwicklungfähigsten bei 100 % Luftfeuchtigkeit.

Die Entwicklungsgeschwindigkeit der Puppen beider Arten ist ebenfalls sehr verschieden; *Sarcophaga* verharrt bei niedriger Temperatur sehr lang in einem wenig entwickelten Stadium, um bei günstiger Temperatur sprunghaft zur Imago heranzureifen. Besonders rasch vollzieht sich der Übergang zur Imago, wenn die Puppen schon einige Zeit bei kühler Temperatur gelagert haben und sich der Versuchsbeginn der natürlichen Schlüpfzeit des Freilandes nähert. Der Entwicklungsübergang verkürzt sich hierbei von 125 Tagen (sofort nach dem Sammeln der Tönnchen hoher Temperatur ausgesetzt, 24 ° C) auf 10 Tage (vor Aussetzen auf 24 ° C bereits 220 Tage in völlig unentwicketem Stadium bei 2—3 ° C gelagert).

Bei 4 ° C war nach 13 Monaten keine *Sarcophaga* geschlüpft, die Puppen waren noch ganz weiß und wenig entwickelt; nachdem sie der Zimmertemperatur ausgesetzt worden waren, dauerte die Entwicklung zur Imago nur noch 5 Tage.

Für die ökologische Eigenart der beiden untersuchten Dipteren ist die Tatsache bezeichnend, daß bei *Parasetigena* das empirisch

durch Laboratoriumsversuche festgestellte niedrige Temperatur- und hohe Feuchtigkeitsoptimum mit dem natürlichen übereinstimmt, bei *Sarcophaga* dagegen nicht. Erste Art schlüpft gleichzeitig mit den Tieren im Freien. *Parasetigena* ist an den Entwicklungszyklus seines Wirtes angepaßt, *Sarcophaga* hat dagegen sowohl biologisch wie ökologisch eine breitere Entwicklungsbasis, als Aasfliege ist sie auch nicht an einen Biotop gebunden. Die biologische Bedeutung der Fähigkeit von *Sarcophaga* bei niedriger Temperatur in einem wenig entwickelten Stadium zu verharren und unter dem Einfluß höherer Temperatur in kürzester Zeit zur Imaginalreife zu gelangen, liegt darin, daß diese Art, sobald die Außentemperatur das Gedeihen von Wirtstieren begünstigt, zur Fortpflanzungstätigkeit schreiten kann. Vermutlich sind auch andere Sarcophagiden, die als echte Parasiten von Raupenschädlingen festgestellt wurden, ähnlich widerstandsfähig, wenn sie auch schon einen gewissen Grad ihrer ökologischen und biologischen Unselbständigkeit durch Anpassung an das Parasitenleben eingebüßt haben.

Die forstliche Bedeutung der *Sarcophaga* liegt darin, daß sie infolge ihres sehr zahlreichen Vorkommens in Nonnenkalamitätsgebieten den Schaden von Raubinsekten und dergleichen, welche den Tönnchen und auch Imagines der nützlichen Tachinen nachstellen, auf mindestens die Hälfte reduzieren; denn die Vernichtung der indifferenten *Sarcophaga* kommt der Populationsdichte der Tachinen zugute.

Die Bedeutung der Parasiten wurde in letzter Zeit nicht mehr ganz gewürdigt. Klimatische Faktoren vermögen zwar, begünstigt durch die Eigenart des Plantagenwaldes, den Anstoß zur Gradation zu geben, zu ihrer natürlichen Beendigung aber bedarf es zum mindesten der Parasiten. Durch rechtzeitiges Erkennen einer Nonnengefahr, frühzeitig einsetzenden planmäßigen Falterfang (Henze) scheint es unter Zuhilfenahme der Parasiten durchaus möglich, eine anschwellende Kalamität im Keim zu ersticken.

Literatur.

Baer, W., 1921, Die Tachinen als Schmarotzer der schädlichen Insekten. Ihre Lebensweise, wirtschaftliche Bedeutung und systematische Kennzeichnung. Berlin.

Escherich, K., 1913, Die angewandte Entomologie in den Vereinigten Staaten. Berlin (P. Parey).

— — 1914, Die Forstinsekten Mitteleuropas. Bd. 1. Berlin.

— — 1930, Das neue Gesicht der Forstentomologie. Forstwiss. Centralblatt Heft 12.

— — 1932, Los vom Arsen im Forstschutz! Der Deutsche Forstwirt Bd. 14, Nr. 103/4.

— — 1933, Mehr Verständnis für die Pflanzenkrankheiten. Deutsche landwirtschaftliche Presse Nr. 14/15.

Freiberger, W., 1927, Zur Vogelschutzfrage, insbesondere zur wissenschaftlichen Begründung des wirtschaftlichen Vogelschutzes. Allgem. Forst- u. Jagdztg. Jahrg. 103.

Gößwald, K., 1932, Ökologische Studien über die Ameisenfauna des mittleren Maingebietes. Zeitschr. wiss. Zool. Bd. 142, Heft 1/2.

Gößwald, 1933, Die künstliche Verbreitung der roten Waldameise *Formica rufa* L. unter besonderer Berücksichtigung ihrer Bionomie und Ökologie. Forstwiss. Centralblatt Jahrg. 55, Heft 10.

— — 1934, Die Wirkung des Kontaktgiftes Pyrethrum auf Forstschädlinge unter dem Einfluß der physiologischen Disposition der Schädlinge und der Einwirkung von ökologischen Außenfaktoren. Zeitschr. angew. Entom. Bd. 20, Heft 4.

Hallock, H., 1929, Notes on Methods of rearming Sarcophaginae (Diptera) and Biology of *Sarcophaga latisterna* Park. Ann. Ent. Soc. Amer. 22, Nr. 2.

Henze, A., 1929, 1930, 1931, 1932, Nonnenbekämpfung. Forstl. Wochenschr. Silva Jahrg. 19 u. f.

Komárek, J., 1933, Wichtige Neubeobachtungen an der Biologie der Nonne. Anz. Schädlingskunde Jahrg. 9, Heft 6 und 7.

Kramer, H., 1909, Nonnenparasiten aus der Gattung *Sarcophaga* (Dipt.). Entomol. Rundschau Jahrg. 26, Nr. 14, S. 83.

— — 1911, Die Tachiniden der Oberlausitz. Abhandl. d. Naturf. Ges. Görlitz Bd. 27, S. 128.

— — 1917, Die Musciden der Oberlausitz. Ebenda Bd. 28, S. 266.

Prell, H., 1914, Die Lebensweise der Raupenfliegen. Zeitschr. angew. Entom. Bd. 1.

Růžička, J., 1932 a, Was ich bei Grätz (bei Troppau) gesehen habe. Sudetendeutsche Forst- und Jagdzeitung Jahrg. 32, Nr. 9.

— — 1932 b, Altes und neues über die Nonne. Ebenda, Nr. 11.

Wichmann, H. E., Die forstliche Bedeutung der Schnellkäferlarven. Wiener Allg. Forst- und Jagdzeit. Jahrg. 42, Nr. 42.

Zwölfer, W., 1933, Studien zur Ökologie, insbesondere der Bevölkerungslehre der Nonne *Lymantria monacha* L. (Vermehrungspotential und Sterblichkeit der Entwicklungsstufen in ihren Beziehungen zur Temperatur und Luftfeuchtigkeit). Zeitschr. angew. Entom. Bd. 20, Heft 1.

Der Pflaumenbohrer Euvolvulus (Rhynchites) cupreus (L.).

Von

O. Jancke.

(Aus der Zweigstelle Naumburg-Saale der Biologischen Reichsanstalt.)

(Mit 23 Abbildungen.)

Inhalt.

Seite

A. Einleitung 25
B. Übersicht über das Schrifttum 25
C. Stellung im System 26
D. Wirtspflanzen 27
E. Lebensweise des Käfers 28
1. Reifungsfraß des überwinterten Käfers 28
2. Paarung 29
3. Eiablage 29
4. Eihöhle 32
5. Dauer der Eiablage 34
6. Eizahl 39
7. Schlüpfen der Eier 39
8. Entwicklung der Larven 41
9. Larvenfraß 43
10. Verpuppung 44
11. Dauer der Vorpuppen- und Puppenruhe 45
12. Schlüpfen der Käfer aus der Erde 48
13. Herbstfraß und Überwinterung der Käfer 48
14. Schädlichkeit 49
15. Sonstige Beobachtungen 50
F. Bekämpfungsmöglichkeiten 51
G. Beiträge zur Morphologie des Pflaumenbohrers 55
1. Das Ei 55
2. Die Larvenstände 55
3. Die Puppe 58
4. Der Käfer 58
H. Bemerkungen zur Biologie von *Rhynchites auratus* Scop. 62
J. Zusammenfassung 62
K. Schrifttum 64

* * *

A. Einleitung.

Der Pflaumenbohrer gehört zu jenen Schädlingen, die selten allein eine Plage größeren Umfanges herbeiführen, die aber in Verbindung mit anderen Schädlingen Anlaß zu schweren Ernteschäden werden können. Er gehört zum eisernen Bestand unserer Kirschen- und Pflaumenpflanzungen. Es ist zu einem großen Teil nur seiner Lebensweise zuzuschreiben, daß er trotzdem verhältnismäßig wenig bekannt geworden ist. Der Käfer selbst kommt dem Laien selten zu Gesicht, da er sich bei Berührung des Astes, auf dem er sitzt, sofort zu Boden fallen läßt. Die von ihm mit Eiern belegten, abgeschnittenen Früchte wird der Obstzüchter wohl immer für Folgen des physiologischen Fruchtabfalls halten, wenn er nicht die Merkzeichen des Schädlings an ihnen kennt. Hierauf ist es wahrscheinlich zurückzuführen, daß Schadmeldungen über den Käfer nicht häufig sind. Er gleicht in dieser Hinsicht der allerdings gefährlicheren Kirschblütenmotte, die oft mit ihm vergesellschaftet auftritt und ihrer heimlichen Lebensweise wegen auch heute vielen Kirschanbauern noch so gut wie unbekannt ist.

Der Käfer ist in Rußland verbreitet, wie Meldungen aus Charkow und Taschkent (1913), Kiew (1914) und Petersburg (1916) beweisen. Daß er auch hier lange der Aufmerksamkeit entgangen ist, zeigt das Werk von Fr. Th. Köppen über „Die schädlichen Insekten Rußlands", in dem er mit keinem Wort erwähnt wird. Über Schäden an Kirschen und Pflaumen in Frankreich wird 1919, 1920 und 1928 berichtet, während der Käfer in der Schweiz 1923 schädlich auftrat. 1929 richtete der Pflaumenbohrer nach Sprengel in der Pfalz beträchtlichen Schaden besonders an Pflaumen an und im gleichen Jahr machte er sich durch seine Schadwirkung in einer großen Sauerkirschenpflanzung in der Nähe von Naumburg bemerkbar. Dieses letztere Schadauftreten wiederholte sich im Jahr 1931 und war der Anlaß zu den folgenden Untersuchungen, in deren Verlauf der Käfer in mehreren anderen geschlossenen Anlagen und auch in Straßenpflanzungen bei Naumburg vorgefunden wurde.

B. Übersicht über das Schrifttum.

Mit der Beobachtung der Lebensweise des Pflaumenbohrers beschäftigte sich zuerst Schmidberger, der 1824 eine anschauliche Schilderung von der Eiablage gibt. Er erforschte auch in großen Zügen den gesamten Lebenslauf des Schädlings vom Ei bis zur Puppe. Da er den Käfer in seinem Beobachtungsgebiet nur auf Pflaumen antraf, gab er ihm seinen heute üblichen Namen, der, wie wir sehen werden, nur zum Teil berechtigt ist. Fast alle Angaben, die sich in dem auf Schmidbergers Buch folgenden Schrifttum über den Pflaumenbohrer finden, sind aus dieser Quelle geschöpft. Da die Beobachtungen Schmidbergers fast durchweg richtig sind, war das kein Fehler.

So wurden Schmidbergers Angaben von Nördlinger 1869 fast wörtlich übernommen. Er äußert einige durch neue Beobachtungen nicht gestützte Vermutungen und weist zum ersten Male auf die auch Kirschen durch den Käfer zugefügten Schäden hin.

Kaltenbach beschränkt sich 1874 auf sehr kurze Angaben, die von Schmidberger, Gyllenthal und Panzer herrühren.

Ritzema Bos zitiert in seinem 1891 erschienenen Buch nur Taschenbergs zum größten Teil von Schmidberger übernommenen Angaben.

Von 1891 ab klafft, abgesehen von der kurzen Notiz im Sorauer (1913) eine Lücke im Schrifttum, bis sich im Jahr 1915 die beiden russischen Forscher Gintzenberg und Schreiner mit den Obstbauschädlingen unter den Rynchitesarten beschäftigen. Leider war es mir nur möglich, die Arbeit von Schreiner im Original einzusehen, während ich für Gintzenbergs Untersuchungen auf das Referat im Review of Applied Entomology angewiesen war.

1929 erwähnt Feytaud den Schädling und macht über ihn einige biologische Angaben.

Ein Jahr später widmet Sprengel dem Käfer in ihrer Arbeit über die Pflaumensägewespen einen Abschnitt. Sie belegt sein Schadauftreten in der Pfalz mit Zahlenangaben und teilt einige zum Teil neue Beobachtungen über seine Lebensweise mit.

Es fehlen bisher in der Literatur genauere biologische und morphologische Angaben über die einzelnen Entwicklungsphasen, über die Vermehrungsfähigkeit und die Art des angerichteten Schadens.

C. Stellung im System.

Nach Reitter nimmt der Pflaumenbohrer folgende Stellung in der Systematik der Käfer (Coleoptera) ein:

Familiengruppe Polyphaga,
Familie Curculionidae,
Unterfamilie Rhynchitinae,
Tribus Rhynchitini,
Gattung Rhynchites,
Untergattung Euvolvulus.

Die von Reitter neugeschaffene Untergattung *Euvolvulus* enthält *cupreus* als einzige europäische Art. Als einziges Synonym zu *cupreus* L. wird *metallicus* Schr. aufgeführt.

Die von Reitter gegebene kurze Beschreibung des fertigen Käfers lautet:

Dunkel kupferfarbig, wenig lang und stark geneigt behaart, Unterseite dunkel mit Erzschein, die Spitze des Rüssels, Fühler und Tarsen schwarz. Halsschild fein und dicht punktiert, Flügeldecken mit groben regelmäßigen Punktfurchen und schmäleren, gewölbten, fast reihig punktulierten Zwischenräumen. 3,5—4,5 mm.

D. Wirtspflanzen.

Nach meinen Feststellungen kommen als Wirtspflanzen nur Pflaumen- und Kirschsorten in Frage. Gelegentlich findet eine deutliche Bevorzugung der Kirsche vor der Pflaume satt, wie ich es in einer großen Pflanzung, die unmittelbar benachbarte Kirsch- und Pflaumenquartiere enthielt, beobachten konnte. In der Pfalz scheint nach Sprengel die Pflaume stärker befallen zu werden, obgleich nach ihren Feststellungen 1929 auch Edelkirschen stark heimgesucht werden. In Rußland scheint die Kirsche Hauptnährpflanze zu sein, in Italien und Frankreich dagegen die Pflaume. Möglicherweise haben wir es im östlichen und mittleren Europa mit einer mehr die Kirsche, im westlichen und südlichen Europa mehr die Pflaume als Wirtspflanze bevorzugenden Rasse des Pflaumenbohrers zu tun.

Zwischen Süß- und Sauerkirschen wird kein großer Unterschied gemacht, obwohl in der Umgebung von Naumburg Sauerkirschen verschiedener Sorten anscheinend bevorzugt wurden.

Außer *Prunus cerasus, avium* und *domestica* sollen nach Nördlinger noch die „Arlsbeere" (= Elsbeere) *Sorbus torminalis* und die Vogelbeere *Sorbus aucuparia* als Wirtspflanzen in Frage kommen. Nördlinger schreibt: „den Vogelbeer begleitet er bis ins Hochgebirge. Die vielen abgeschnittenen Zweigchen dieser Holzart glauben wir ihm zuschreiben zu müssen." Da diese Zweige Eier von 1 mm Länge enthielten, hält er *cupreus* für den Urheber. Er hat aber weder den Käfer auf den Vogelbeerbüschen gefunden, noch aus den in den Zweigen abgelegten Eiern gezüchtet, so daß den Angaben wenig Glauben zu schenken ist, obwohl sie von fast allen späteren Forschern übernommen wurden. So behauptet auch Gyllenthal (nach Kaltenbach), der Käfer lebe auf Vogelbeere, und fügt hinzu, daß er außerdem auf Hasel vorkomme. Panzer (nach Kaltenbach) nennt weiter die Birke als Wirtspflanze, während Ritzema Bos auch Weiß- und Schwarzdorn als solche aufführt. Bei Reitter endlich findet sich die Angabe „auf Eberesche, Erle, Schlehe und auf Obstbäumen".

Zu diesen verschiedenen Angaben sei bemerkt, daß ich selbst bisher den Käfer nur auf Pflaume und Kirsche fand und ihn auf Pfirsich und Aprikose in Nähe befallener Kirschen und Pflaumen vergebens suchte. Für möglich möchte ich seine Entwicklung in Früchten der Schlehe halten, fraglich erscheint sie mir in Früchten von Weißdorn, Els- und Vogelbeere, während sie in den Zweigen der Vogelbeere, an Erlen und Birken unmöglich sein dürfte. Gelegenheitsfunde der Käfer auf den beiden letztgenannten Gehölzen sind ebenso wie der Fraß der Käfer an Knospen und Blüten verschiedener Obstgehölze, über die Schreiner berichtet, ohne Bedeutung für die Frage nach seinen Wirtspflanzen. Völlige Klarheit können hier aber nur Übertragungsversuche schaffen, die bisher nicht angestellt werden konnten.

E. Lebensweise des Käfers.

1. Reifungsfraß des überwinterten Käfers.

Die überwinterten Käfer erscheinen im Laufe des April auf den Bäumen. 1930 wurden nach mehreren vorhergehenden vergeblichen Klopfversuchen am 11. April die ersten Käfer gefangen, 1932 sogar erst am 22. April. Sprengel klopfte 1929 die ersten Käfer am 16. April von Pflaumenbäumen. Die Eierstöcke der um diese Zeit erscheinenden Weibchen sind noch völlig unreif. Im Jahr 1930 enthielten sie erst am 7. Mai zum Teil ablagefähige Eier.

Es ist deshalb verständlich, daß die Käfer während dieser langen Reifezeit — die ersten Eiablagen erfolgten noch wesentlich später — Nahrung zu sich nehmen. Da sie zur Zeit ihres Erscheinens oft noch keine Blätter an den Bäumen vorfinden, bohren sie zunächst die noch ungeöffneten Knospen an und fressen das zarte Blattmaterial. Ich beobachtete im Laboratorium, daß ein Käfer an einem Tage 7—8 Knospen mit Löchern von einigen Millimetern Tiefe versah. Später befressen die Käfer in typischer Weise die jungen Blätter, indem sie meist das Blattgewebe von der Unterseite her abfressen und nur die Epidermis der oberen Blattschicht stehen lassen. Sie halten sich dabei vorzugsweise an die Spitzentriebe, deren Blättchen bei stärkerem Befall gelegentlich so stark befressen werden, daß an ihnen nur noch die sich bräunende Oberhaut übrig bleibt. In einem Jahr wurden während dieses Reifungsfraßes im Freien zahlreiche junge Triebe eingezwingerter junger Kirschbäumchen am Grunde angebissen, so daß sie welk herunterhingen. Dabei wurde in einem Käfig ein Süßkirschenbäumchen stärker befressen als ein danebenstehendes Sauerkirschenbäumchen. Während der Kirsch- oder Pflaumenblüte werden oft die Stiele der Blüten an- oder abgefressen. Die Blüten selbst werden mit Vorliebe in der Nähe des Blütenbodens durchgenagt und darauf die Fruchtknoten zerfressen (Abb. 1 a). Nach Beginn der Fruchtentwicklung sagt das saftreiche junge Gewebe der Früchte den Käfern mehr zu als die Blätter. Jedenfalls hört um diese Zeit der Blattfraß nach und nach auf und es mehren sich die durch tiefe Gruben beschädigten jungen Früchte (Abb. 1 b). Ähnliches beobachtete auch Schreiner, der bereits berichtet, daß die Käfer zunächst an Knospen und dann an Blüten fressen. Neben

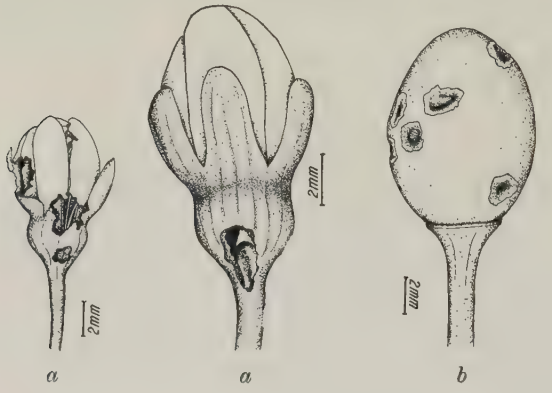


Abb. 1. Fraß des Pflaumenbohrers
a an Pflaumenknospen, *b* an junger Kirsche. (H. Weschke gez.)

Kirsch- und Pflaumenblüten bezw. -knospen sollen nach dem gleichen Forscher auch Knospen und Blüten von Aprikosen, Schlehen, Äpfeln, Mispeln und Ebereschen durch den Pflaumenbohrer stark beschädigt worden sein. Mit Beginn der Eiablage ernährt sich das Weibchen von dem bei Anlage der Eihöhle aus der Kirsche herausgefressenen Gewebe, von dem ich nie Reste fand. Das Männchen frißt dagegen gelegentlich an Blättern weiter, in der Hauptsache aber an Früchten, von denen es oft eine große Anzahl beschädigt oder zerstört. Darüber wird weiter unten noch Mitteilung gemacht.

2. Paarung.

Die Paarung wird in der bei Käfern üblichen Art durchgeführt. Sie dauert manchmal über eine Viertelstunde und erfolgt sehr oft. Die ersten Paarungen beobachtete ich schon 2—3 Wochen vor beendeter Eireifung. Man trifft aber auch im Laufe des Sommers in den Zuchten und im Freiland immer wieder kopulierende Pärchen an. Einmal sah ich sogar noch im Spätherbst, wie ein einjähriges Männchen sich mit einem frischgeschlüpften Weibchen zu paaren versuchte.

3 Eiablage.

Die Eiablage des Weibchens ist wohl der interessanteste Vorgang im Leben des Pflaumenbohrers und wurde von Schmidberger schon in der Hauptsache richtig beobachtet. Das Weibchen beginnt zu dem Zwecke zunächst den Stiel einer Frucht fast ganz durchzubeißen, wobei es der Frucht mit dem Hinterende zugekehrt sitzt (Abb. 2). Dann klettert es am Stiel herab auf die Frucht, tastet die Oberfläche mit den Fühlern suchend ab und beginnt nun mit dem Rüssel aus der Fruchthaut einen etwa halbmondförmigen Deckel herauszubeißen, der aber nur an der konvexen Seite abgelöst wird, während die konkave Seite mit der Fruchthaut in Verbindung bleibt. Dieser Deckel wird nun vorsichtig zurückgeklappt und das Weibchen beginnt von der entstandenen Öffnung aus die Eihöhle in das Fruchtgewebe zu nagen. Es bohrt die Höhle entsprechend der Rüsselbiegung in der Richtung auf sich zu, so daß der Rüssel endlich soweit herumgebogen werden muß, daß er fast parallel zum Körper steht (Abb. 3). Die Fühler werden, je weiter der Rüssel in der Höhle verschwindet, an diesen angelegt, so daß zunächst noch die Fühlerkeulen seitlich vom Rüssel etwas aus der Höhlung hervorragen.

Nachdem die Höhle fertiggestellt ist, zieht das Weibchen den Rüssel langsam heraus, dreht sich um und beginnt mit der eigentlichen Eiablage. Dabei stemmt es sich mit den beiden Vorderbeinpaaren etwas hoch und drückt die Hinterleibspitze mit der Legeröhre tief in die Eihöhle hinein (Abb. 4). Nachdem das Ei abgelegt ist, dreht sich das Weibchen wieder herum, klappt mit dem Rüssel den Deckel über die Öffnung der Höhle und drückt den Rand, von einer Seite beginnend, mehrmals mit dem Rüssel fest in die Öffnung hinein. Erst dann wird

die Eihöhle verlassen. Doch konnte ich öfter Weibchen beobachten, die noch ein- oder zweimal zur Eihöhle zurückkehrten, als ob sie nachprüfen wollten, ob auch alles in Ordnung sei. In manchen Fällen verläßt das Weibchen nunmehr die Frucht auf dem Wege über den Frucht-

Abb. 2.
Weibchen beim Durchbeißen des Fruchtstiels.
Nat. Größe. (W. Kästner phot.)

Abb. 3. Weibchen bei der Anlage der Eihöhle.
Nat. Größe. (W. Kästner phot.)

stiel, ohne sich weiter um die Frucht oder um das Durchbeißen des Stieles zu kümmern. Öfter wird jedoch das Weibchen wieder auf die Bißstelle am Fruchtstiel aufmerksam und vertieft die Verletzung so weit, daß die Frucht nur noch ganz locker am Zweig hängt. Wie die Abb. 5 zeigt, wird der Fruchtstiel gelegentlich auch zweimal durchbissen, ohne daß etwa zwei Eier von verschiedenen Weibchen in der betreffenden Frucht abgelegt worden wären. Ein gänzliches Durchbeißen des Stieles habe ich zwar noch nicht beobachten können, doch muß auch das vorkommen, da ich in den Zuchtbeuteln des öfteren an windstillen Tagen abgefallene Früchte fand. Schmidberger und Schreiner sind sogar der Ansicht, daß das gänzliche Durchbeißen des Stiels nach der Eiablage die Regel darstellt. Die Käfer sollen sich, um nicht mit der Frucht herunterzufallen, beim Durchbeißen der zweiten Stielhälfte auf das der Frucht abgekehrte Ende des Stiels setzen. Das tun sie indes nicht immer. So sah ich u. a. einmal ein Weibchen, das sich noch nach der Eiablage einige Minuten an der Bißstelle beschäftigte. Es saß dabei auf dem der Kirsche zugekehrten Stielteil und arbeitete so heftig an der Durchnagung des Stiels, daß die Kirsche ruckweise hin und her schwankte.

Der ganze Vorgang der Eiablage mit all seinen Einzelabschnitten nimmt geraume Zeit in Anspruch. Schmidberger stellte schon fest, daß das Durchnagen des Fruchtstieles bis zur Hälfte etwa 1 Stunde

in Anspruch nimmt. In einem Fall soll das Weibchen sogar 3 Stunden zu dieser Arbeit gebraucht haben. Nach meinen Beobachtungen dauerte der Vorgang nicht ganz so lange, sondern in der Regel nur 35 bis 45 Minuten. Das Bohren der Eihöhle dauert 10—20 Minuten. Zur Eiablage selbst brauchten manche Weibchen nur $1^1/_2$ Minuten, während andere sie erst nach 2, 3 und sogar 5 Minuten beendigt hatten. Das Schließen der Eihöhle geht in 2—3 Minuten vor sich, so daß sich die Vorbereitungen zur Eiablage und diese selbst etwa 1 Stunde oder auch etwas länger hinziehen. Schmidberger berechnet für das zweite, meist nur wenige Minuten dauernde Durchnagen des Stiels auch eine Stunde, so daß er auf eine $2^1/_2$stündige Dauer des einmaligen Legegeschäfts kommt. Von dieser Dauer ausgehend hält er nur die Ablage von 3—4 Eiern an einem Tag für möglich. Tatsächlich bringt es ein Weibchen, wie wir weiter unten sehen werden, auf eine bedeutend höhere Zahl. In einem Falle legte ein Weibchen in meinen Zuchten sogar 13 Eier ab, was also einer Arbeitsleistung von der gleichen Anzahl

Abb. 4. Weibchen bei der Eiablage. Nat. Größe. (W. Kästner phot.)

Abb. 5. Mit Eiern belegte abgebissene Pflaume (etwas verkleinert).

Stunden an diesem Tag entsprechen würde, nach Schmidbergers Berechnungen aber gar nicht möglich wäre.

Die Weibchen sind sowohl beim Durchnagen des Stiels wie bei der Anlage der Eihöhle und dem Ablegen des Eies selbst so in ihre Tätigkeit vertieft, daß sie, die sonst auf Erschütterung so empfindlich

reagieren, sich nicht so leicht dabei stören lassen. So gelang es meinem damaligen Laboranten auch ohne große Mühe, die beigegebenen Lichtbilder von den einzelnen Abschnitten der Eiablage zu machen.

Schmidberger erwähnt einen Fall, in dem die Eier in abgeschnittene Schosse von Aprikosen abgelegt wurden, da die Pflaumen zur Eiablage noch zu klein waren. Dasselbe behauptet Taschenberg wohl nach Schmidberger. Ich selbst habe eine derartige anormale Eiablage nie gesehen, dagegen kam es in einer Laborzucht einmal vor, daß ein Weibchen an einem Tag 5 Eier normal und 2 Eier in den abgebissenen Stielen von Kirschen ablegte. Daß eine Entwicklungsmöglichkeit für solche in Schosse oder Fruchtstiele abgelegten Eier nicht besteht, liegt auf der Hand.

Da die an den abgebissenen Früchten verbliebenen Stielenden sehr verschieden lang waren, wurden sie an etwa 300 Kirschen und 50 Pflaumen gemessen. Dabei ergaben sich die in folgender Aufstellung enthaltenen Werte:

Stiellänge in mm:	1—5	5—10	10—15	15—20	20—25	25—30	30—35
Kirsche	1	11	16	33	21	16	2 %
Pflaume	2	16	27	46	8	—	— %

Das kürzeste Stielende war bei Kirschen und Pflaumen 3—4 mm, das längste bei Kirschen 35 mm und bei Pflaumen 22 mm lang. Während die Abbißstelle bei Kirschen meist im mittleren Teil des Fruchtstiels liegt, findet man sie bei Pflaumen mehr dem der Frucht abgekehrten Ende zu. Bei beiden Fruchtarten wird unabhängig von der tatsächlichen Stiellänge die Entfernung von 15—20 mm von der Frucht zum Durchbeißen des Stiels bevorzugt.

4. Eihöhle.

Die Eihöhle hat verschiedene Form, je nachdem sie in Kirschen oder Pflaumen angelegt wurde. Während sie in Pflaumen fast senkrecht in die Tiefe geht, nimmt sie in Kirschen etwa die Form einer liegenden Flasche an (Abb. 6). Das wird daran liegen, daß der Käfer in dem dickeren Fruchtfleisch der Pflaumen ungestört bohren kann, während er bei den jungen Kirschenfrüchten bald auf die äußere Kernschale stößt, die ihn zwingt, zur Kernschale parallel weiterzubohren. Dementsprechend sind die Höhenmaße der Eihöhle ganz verschieden, sie stimmen jedoch bezüglich der Tiefe und Breite annähernd überein. Im einzelnen wiesen Eihöhlen in Kirschen folgende Maße auf:

Höhe 0.7; 0,7; 0,7; 0,8; 0,8; 0,8; 0,9; 1,0; 1,0; 1,2;
Tiefe 1,1; 1,2; 1,3; 1,3; 1,4; 1,4;
Breite . . . . 1,0; 1,0; 1,1; 1,1; 1,1; 1,2; 1,2; 1,2; 1,2; 1,3.

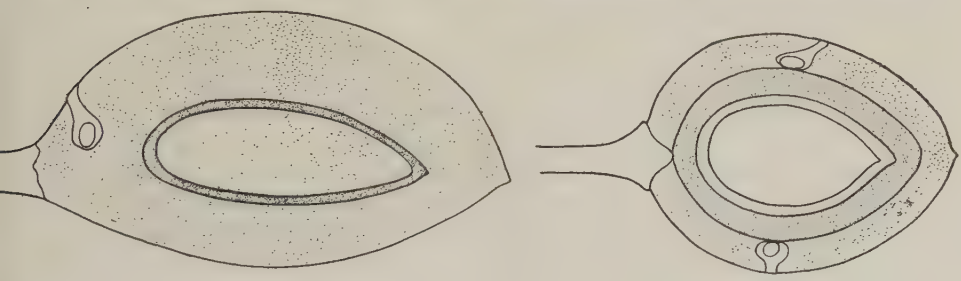
Das ergibt Durchschnittswerte von 0,82 mm für die Höhe, 1,3 mm für die Tiefe und 1,14 mm für die Breite.

Eihöhlen aus Pflaumen hatten folgende Maße:

Höhe 1,2; 1,3; 1,3; 1,3; 1,3; 1,5; 1,5; 1,8;
Tiefe 1,1; 1,2; 1,2; 1,6;
Breite . . . . . 1,1; 1,2; 1,2; 1,2.

Daraus ergeben sich die Durchschnittswerte 1,4 mm für die Höhe, 1,3 mm für die Tiefe und 1,2 mm für die Breite. Die in Kirschen angelegten Eihöhlen sind nicht immer symmetrisch gebaut, d. h. die Öffnung liegt nicht immer in der Mittelachse der Höhle, sondern sie ist häufig nach der einen oder andern Seite verschoben, gelegentlich auch nach der einen Seite zu mehr vertieft, so daß ihr Querschnitt kein regelmäßiges Oval zeigt.

Ein Vergleich der Eiablagestellen in Pflaumen und Kirschen ergab außer in der Form der Höhle noch eine weitere Verschiedenheit. Bei den Pflaumen fiel es auf, daß sich die Eihöhle oft in der Nähe des Fruchtstiels befand. Es wurden daraufhin 66 von Pflaumenbohrern befallene Früchte auf die Lage der in ihnen befindlichen Eihöhlen untersucht. Dabei bestätigte sich, daß sich die Mehrzahl von ihnen, rund 70 %, in der Stielhälfte der Pflaumen, 18 % nahe der Mitte und 12 % in der Spitzenhälfte fanden. Bei Kirschen lagen die Verhältnisse genau



a *b*

Abb. 6. Form der Eihöhle *a* in Pflaume, *b* in Kirsche. Höhlen längs und quer durchschnitten. Stark vergrößert. (H. Weschke gez.)

umgekehrt. Bei 68 % der 290 untersuchten Kirschen lag die Eihöhle auf der dem Stielansatz abgekehrten Hälfte, bei 30 % nahe der Mitte und nur bei 10 % in der Stielhälfte.

Die von Sprengel in ihrer Arbeit über die Pflaumensägewespe als Abb. 49 abgebildete Eiablage von *Rh. cupreus* stammt nicht von unserem Pflaumenbohrer, sondern ist eine typische Eihöhle mit umgebendem „Wall und Graben", wie sie *Rhynchites auratus* anlegt, auf den ich am Schluß der Arbeit noch kurz zu sprechen komme.

Gelegentlich wurden in einer Frucht mehr als ein Ei abgelegt. Das hat auch Schmidberger schon beobachtet und sich so zu erklären versucht, daß die 2. oder 3. Eiablage in derselben Frucht von 2 bezw. 3 verschiedenen Weibchen stammen. Das kann in manchen Fällen wohl so sein, aber auch dasselbe Weibchen legt unter Umständen 2—4 Eier in die gleiche Frucht, auch wenn es nicht etwa in den Zuchten aus Mangel an geeigneten Früchten dazu gezwungen ist. Es handelt sich dabei jedoch um Ausnahmefälle. So legte ein Weibchen in einer Laborzucht von seinen 136 Eiern in 2 Fällen 4 Stück, in 4 Fällen 3, in 15 Fällen 2 Stück in die gleiche Frucht. 4 Weibchen aus Freilandzuchten legten von ihren 397 Eiern in 26 Fällen zwei Eier in ein und dieselbe Frucht.

Im Freiland waren von 290 unter Kirschbäumen aufgesammelten abgebissenen Kirschen 12 mit 2 und 1 mit 3 Eiern belegt, während von 66 Pflaumen sechs 2, zwei 3 und eine 4 Eihöhlen aufwiesen. Aus den Zuchten des Jahres 1932 stammten 18 Kirschen mit 2 und 2 mit 3 Eihöhlen, bei einer Gesamtzahl von 580 Eiern.

Zu den Ausnahmen gehört es auch, daß Kirschen abgebissen werden, ohne Eihöhlen zu enthalten oder daß sie zwar Eihöhlen enthalten, die auch normal gebaut und geschlossen sind, aber kein Ei beherbergen. So wurden von 10 Weibchen, die in den Zuchten d. J. 1932 zusammen 580 Eier ablegten, 24 leere Eihöhlen hergestellt. Ein Weibchen aus dem Jahre 1929 legte 130 Eier normal ab; es biß während dieser Zeit 1 Kirsche ab, ohne sie mit einem Ei zu belegen, und legte 7 Eihöhlen an, ohne ihnen ein Ei anzuvertrauen. Vier Weibchen aus dem gleichen Jahr brachten es zusammen auf 397 Eier; außerdem wurden von ihnen 14 Kirschen ohne Eiablage abgebissen und 2 Eihöhlen angelegt, die nicht mit Eiern belegt wurden.

Diese Abweichungen von der normalen Eiablage traten in der Regel auf, wenn die Eiablage schon mehrere Tage bis Wochen im Gange war, nur in einem Fall fanden sie sich gegen Ende und in einem weiteren Fall bis 14 Tage nach Schluß der Eiablage (Tab. 1). In 23 Fällen kommen abweichende Eiablageversuche an Tagen vor, an denen die normale Eizahl je Weibchen 1 und in 14 Fällen, an denen sie 4 nicht überschreitet. Nur in einer Zucht wurden von 2 Weibchen am gleichen Tage 14 Eier abgelegt, 1 Frucht ohne Eiablage abgebissen und 2 mit leeren Eihöhlen versehen.

Der Grund für diese Abweichungen von der richtigen Eiablage kann verschieden sein. Einmal kann das Weibchen während der Ablage gestört oder abgefangen worden sein. Dagegen spricht aber, daß diese Erscheinungen auch in Zwingerversuchen aufgetreten sind, daß die Weibchen sich nach begonnenem Legegeschäft sehr schwer von der Frucht trennen, endlich auch keine halbfertigen Eihöhlen gefunden worden sind. Wahrscheinlich ist aber, daß die Weibchen, welche sich von dem Gewebe der Eihöhlen ernähren, nach Ablage einer größeren Anzahl Eier die zuletzt gefressenen Eihöhlen nicht mehr zu belegen imstande gewesen sind.

5. Dauer der Eiablage.

In den Jahren 1929, 1930 und 1932 wurden an Kirschen bezw. Pflaumen 1 oder 2 Pärchen des Käfers in geräumigen Nesselbeuteln untergebracht, die jedesmal, wenn der Fruchtvorrat in ihnen zur Neige ging, auf neue Zweige übertragen wurden. Außerdem wurden 3 Pärchen im Laboratorium in weiten Zylindergläsern beobachtet, deren Boden mit feuchtem Sand bestreut war und die oft erneute fruchtbehangene Kirschen- oder Pflaumenzweige enthielten, die in einem Kugelglas mit Wasser standen. Alle Zuchten wurden täglich nachgesehen, so daß sie ein lückenloses Bild der Eiablage und der von einem Weibchen zu er-

Tabelle 1.
Verlauf der Eiablage.[1])

Datum	Freilandzuchten					Laborzuchten	
	1929	1932				1929	1930
	1 (3♂+2♀)	1 (1♂+2♀)	2 (2♂+2♀)	3 (2♂+2♀)	4 (1♂+2♀)	1 (1♂+1♀)	2 (1♂+1♀)
22. 5.	—	—	—	—	—	—	—
23. 5.	—	—	—	—	—	—	3
24. 5.	—	—	—	—	—	—	4
25. 5.	—	—	—	—	—	—	5
26. 5.	—	—	—	—	—	—	1
27. 5.	—	—	—	—	—	—	6
28. 5.	—	—	1	—	2	—	4
29. 5.	—	4	6	3	3	—	—
30. 5.	—	—	—	—	—	—	7
31. 5.	—	1	2	—	—	1	5
1. 6.	11	2	—	3	1	1	4
2. 6.	—	3	5	1	8	—	3
3. 6.	1	7	5	3	6	2	1
4. 6.	6	5	8	7	8	3	4
5. 6.	—(1)	5	4[2]	—[1]	1[2]	1	4
6. 6.	2(1)	—	3	2	1	6	3
7. 6.	6	—	1	—	—	4	1
8. 6.	6	3	2	4	—	3	4
9. 6.	9	2	4	4	9[1]	1	1
10. 6.	10	2	3	2	4	13	2
11. 6.	6	1	6	—	1	5	2
12. 6.	8	—	10	11	2	4	2
13. 6.	14(1)[2]	13	15	—	5	6	2
14. 6.	7	5	5	2	18	7	1
15. 6.	5(1)	10	7[1]	—	9	4	3
16. 6.	19	3	4[1]	—[3]	8	4	3
17. 6.	7(2)	4	6[2]	—	4	7	1
18. 6.	6(1)	—	7	—	8	4	—
19. 6.	9	5	6	1[6]	5	5	2
20. 6.	15	8	6	—	4	6	—
21. 6.	9	3	4	1	6	5	6
22. 6.	4	3	5[2]	2	4	4	—
23. 6.	5	8	4	—	3	2	—
24. 6.	2	—	4	—	1	4	3
25. 6.	2	5	—	—	—	1	3
26. 6.	2	6	—	—	—	2	2
27. 6.	3		2	—	3	3	2
28. 6.	3	5	7	1	4	1	—
29. 6.	7	5	3	—	4	2	—
30. 6.	7	5	4	—	—	2	—
Zu übertragen	131	123	149	47	133	113	94

[1]) [ ]=Kirschen mit leeren Eihöhlen; ( )=abgebissene Kirschen ohne Eiablage.

(Fortsetzung.)

Datum	Freilandzuchten					Laborzuchten	
	1929	1932				1929	1930
	1 (3♂+2♀)	1 (1♂+2♀)	2 (2♂+2♀)	3 (2♂+2♀)	4 (1♂+2♀)	1 (1♂+1♀)	2 (1♂+1♀)
Übertrag	191	123	149	47	133	113	94
1. 7.	3	3	4	2	1	3	3
2. 7.	6	—	—	—	—	2	3
3. 7.	7	—	—	—	—	1	—
4. 7.	3	1	5	—	3	3	—
5. 7.	8	—	2	3	3	3	1
6. 7.	2	2	1	—	3	1	—
7. 7.	3	2	2	—	—	1[1]	—
8. 7.	4			—	—	2[2]	—
9. 7.	5	1	4	—	—	2[1]	—
10. 7.	1	7	3	—	—	2[2]	—
11. 7.	2			—	—	2.	—
12. 7.	4	1	1	—	—	—[2]	—
13. 7.	1	4	2	—	—	1	—
14. 7.	1	—	—	—	—	—	—
15. 7.	1	2	1	1	5	—	—
16. 7.	—	—	—	—	—	—	—
17. 7.	—	—	—	—	—	—	—
18. 7.	—	—	1	—	8	—	—
19. 7.	—	—	1	—	2	—	—
Summe	242	146	176	53	158	136	101

wartenden Eizahl ergeben. In den Jahren 1929—1932 begann die Legeperiode immer im letzten Maidrittel. 1929 wurde das 1. Ei am 29. Mai, 1930 am 21. Mai, 1931 am 30. Mai und 1932 am 26. Mai abgelegt. Die Eireifung scheint schon längere Zeit vor Beginn der Eiablage beendet zu sein. Ich fand nämlich 1930 schon am 7. Mai in einem Weibchen ablagereife Eier, obgleich die ersten abgelegten Eier in diesem Jahr erst am 21. Mai gefunden wurden. Das hängt wahrscheinlich damit zusammen, daß für die Eiablage die Fruchtfleischschicht an Kirschen und Pflaumen erst eine gewisse Dicke erreicht haben muß, um die Anlage der Eihöhle zu ermöglichen. Dieser Fruchtzustand scheint im allgemeinen dann erreicht zu sein, wenn die Kirschen (nach Taschenberg) eben die Größe eines Kirschkerns und die Pflaumen diejenige einer Mandel erreicht haben. Diese Angabe Taschenbergs konnte ich für Kirschen bestätigen. 1930 hatten die zuerst belegten Früchte nämlich folgende Größen: Breite 4,5 × Länge 6 mm; 5,5 × 6; 7 × 8 und 6,5 × 8 mm. Das entspricht ungefähr den Größenverhältnissen der Kerne reifer Kirschen. Da, wie aus der beigefügten Tabelle (Tab. 1) zu ersehen ist, das Ende der Eilegeperiode sich bis weit in den Juli hinein erstreckt, werden später Früchte aller Reifungsstadien bis zur vollendeten Reife mit Eiern belegt.

Die Dauer der Ablagezeiten war recht verschieden. Die 4 ganz durchgeführten Laborzuchten dauerten 4, $4^1/_2$, $6^1/_2$ und 7 Wochen. Die längste Legeperiode reichte vom 23. Mai bis 8. Juli, die kürzeste vom 22. Mai bis 18. Juni. Im Durchschnitt war im Labor die Eiablage nach 5 Wochen beendet. In den 10 Freilandzuchten erstreckte sich die kürzeste vom 31. Mai bis 21. Juni, also über 3 Wochen und die längste vom 29. Mai bis 28. Juli bezw. vom 28. Mai bis 26. Juli, im ganzen also über 9 Wochen. 5 Zuchten dauerten rund 7 Wochen, je eine $6^1/_2$ und $7^1/_2$ Wochen. Daraus ergibt sich für die Freilandzuchten eine durchschnittliche Legedauer von 7 Wochen. Die größeren Temperaturschwankungen im Freiland sind wohl der Grund dafür, daß die Weibchen im Labor 2 Wochen früher mit der Ablage ihrer Eier fertig waren als im Freiland. Bemerkenswert ist bei den letzteren noch, daß in den Freilandzuchten der Jahre 1930 und 1932 eine ziemlich große Übereinstimmung bezüglich der Legeperiode besteht. Sämtliche vier Frei-

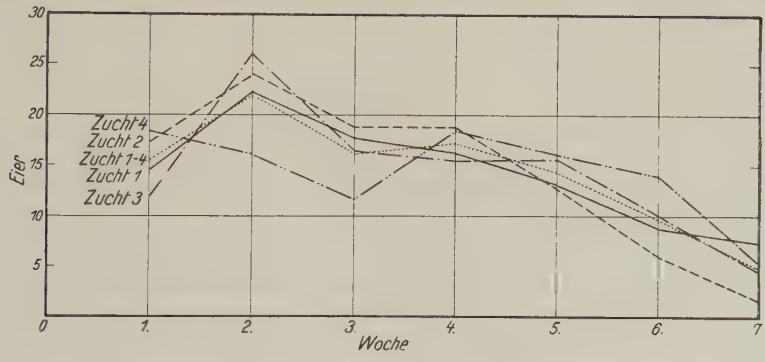


Abb. 7. Wochenweiser Verlauf der Eiablage in 4 Freilandzuchten des Jahres 1930.

landzuchten von 1930 und zwei von 1932 dauerten rund 7 Wochen. Nur zwei Zuchten von 1932 wichen mit 9 Wochen von der Norm um zwei Wochen ab.

Die Eiablage verläuft sowohl bei den Freiland- wie bei den Laborzuchten der einzelnen Jahre ziemlich gleichmäßig. Stellen wir die Zuchtergebnisse graphisch dar, ergeben sich Kurven (Abb. 7—9), die im allgemeinen eingipfelig verlaufen. Da, wo ausnahmsweise 2 Gipfel vorhanden sind, fehlt eine Erklärung für diese Abweichung vom normalen Typ. Bei den Freilandzuchten liegt der Kurvenhöhepunkt in der Regel in der zweiten bis dritten Woche der Eilegeperiode. Vom Gipfel gleiten die Kurven der Zuchten des Jahres 1930 (Abb. 7) langsam, die des Jahres 1932 (Abb. 8) schneller, im ganzen aber gleichmäßig ab. Die Kurven von 1932 unterscheiden sich dadurch von denen des Jahres 1930, daß sie alle in der zweiten Woche einen tieferen Wert erreichen als in der ersten. Das liegt daran, daß an Stelle des in normalen Jahren zu Ende Mai bis Anfang Juni erfolgenden Temperaturanstiegs im Jahre 1932 ein Temperaturrückgang von durchschnittlich 9,6 ° (erste Legewoche) auf 7,5 ° (zweite Woche) eintrat. In der dritten Woche stieg die

Temperatur wieder auf 10,7 ° und mit ihr erreichten die meisten Kurven dieses Jahres ihren Höhepunkt. Diese Temperaturverhältnisse sind auch die Ursache dafür, daß die Kurvenhöhepunkte des Jahres 1930

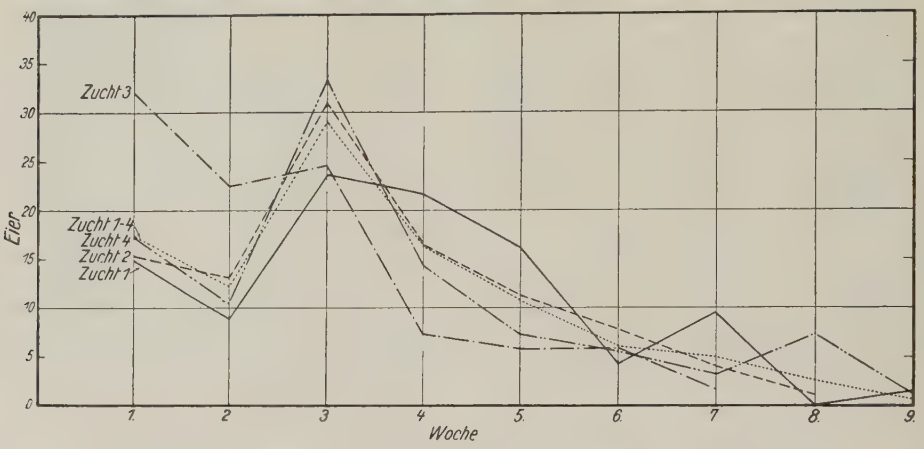


Abb. 8. Wochenweiser Verlauf der Eiablage in 4 Freilandzuchten des Jahres 1932.

schon in der zweiten Legewoche liegen. In beiden Jahren weicht je eine Kurve vom normalen Verlauf ab, und zwar die Kurve der Zucht IV von 1930 und die der Zucht I von 1932.

Die Kurven der Laborzuchten (Abb. 9) sind von einem anderen Typ als die der Freilandzuchten. Sie ähneln im ganzen der anormalen Kurve

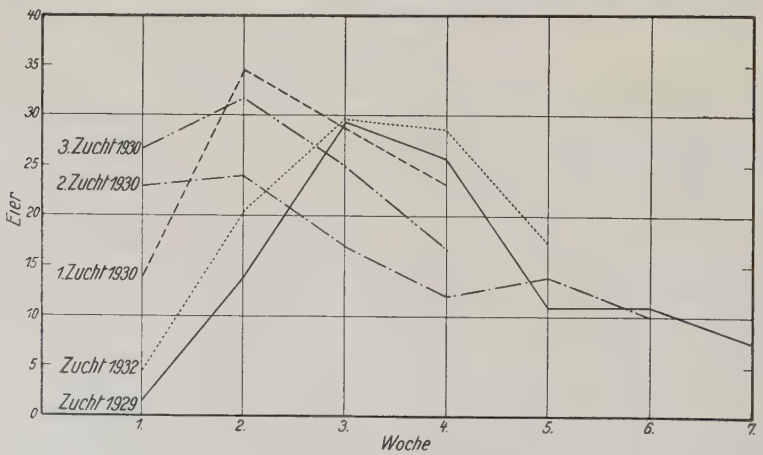


Abb. 9. Wochenweiser Verlauf der Eiablage in 5 Laborzuchten aus den Jahren 1929, 1930 und 1932.

der Freilandzucht 1 aus dem Jahre 1932. Der Aufstieg zum Kurvenhöhepunkt liegt auch in den Laborzuchten im Anfang der Legeperiode und zwar ebenfalls in der zweiten bis dritten Woche, jedoch erfolgt der Abstieg langsam. Der Gipfel überragt den ersten Kurventeil nur wenig. Die Eizahl hält sich mindestens zwei Wochen auf bedeutender Höhe. Die

Bilder der Zuchten von 1930 sind sich sehr ähnlich. In allen drei Kurven liegt der Höhepunkt in der zweiten Woche. Unter sich fast übereinstimmend, aber von den Zuchten des Jahres 1930 abweichend, verhalten sich die Zuchten von 1929 und 1932. Beide erreichen ihren Höhepunkt erst in der dritten Woche, halten sich auch in der vierten Woche auf fast der gleichen Höhe und sinken in der fünften Woche gleichmäßig ab. Diese Abweichung liegt in der Temperatur begründet, die in den einzelnen Jahren im Laboratorium herrschte. Sowohl im Jahre 1929 wie 1932 lag die Durchschnittstemperatur in der ersten Legewoche um 1 ° C unter der des Jahres 1930. Erst in der zweiten bis dritten Woche stimmen in allen drei Jahren die Durchschnittstemperaturen fast überein.

6. Eizahl.

In den Jahren 1929, 1930 und 1932 wurde die Eiablage von insgesamt 25 Weibchen verfolgt, die entweder mit je einem Männchen oder zu zweien mit zwei Männchen zusammen an gebeutelten Zweigen im Freiland oder in Gläsern im Labor beobachtet wurden. Sechs Weibchen starben während der Eilegeperiode oder entkamen, so daß nur von 19 Weibchen die gesamte Eiablage nachgeprüft wurde. Davon entfielen 14 Weibchen auf Freiland- und 5 auf Laborzuchten.

Die von den einzelnen Weibchen erreichten Eizahlen schwankten beträchtlich. Zu zwei Pärchen in einer Zucht vereinigte Weibchen legten zusammen 128, 162, 176 und 242 Eier ab, während in Einpaarzuchten sechs Weibchen je 63, 68, 92, 93, 109 und 116 Eier hervorbrachten. Die niedrigste Eizahl betrug im Freiland also 63 Eier, während die höchste mit 121 fast doppelt so hoch ist. Im Durchschnitt haben wir unter Freilandbedingungen mit rund 91 Eiern je Weibchen zu rechnen.

Ähnlich große Schwankungen weisen auch die Laborergebnisse auf. Die fünf beobachteten Weibchen legten je 52, 60, 94, 100 und 136 Eier ab. Die äußersten Werte liegen mit 52 und 132 hier noch weiter auseinander als im Freiland. Das Durchschnittsergebnis stimmt mit 88 Eiern je Weibchen jedoch mit dem des Freilands überein.

Ob die großen Abweichungen in den einzelnen Eizahlen mit dem verschiedenen Alter der Weibchen zusammenhängen, konnte nicht geklärt werden, da die aus den eigenen Zuchten stammenden Käfer infolge damaliger Unkenntnis der Überwinterungsart nicht durch den Winter gebracht werden konnten. Aus dem gleichen Grunde mußte die Frage nach der Lebensdauer der Käfer vorläufig ungeklärt bleiben.

7. Schlüpfen der Eier.

153 mit Eiern, deren Ablegedatum bekannt war, belegte Kirschen wurden unter verschiedenen Temperaturen bis zum Schlüpfen der Junglarven beobachtet. Die tägliche Untersuchung geschah so, daß unter dem Binokular der Eideckel jeder Eihöhle mit Hilfe einer Präparier-

Tabelle 2.
Schlüpfen der Eier

	Durchschnittstemperatur °C	Eier	Schlüpfen nach Tagen	Dauer der Eientwicklung im Durchschnitt Tage
Freiland . . .	16,8	9	10	10
		1	11	
	17,3	9	9	9
	18,6	13	8	8
		1	9	
	19,6	8	7	8
		25	8	
		7	9	
	20,1	5	7	8
		7	8	
		1	9	
	20,3	6	7	8
		5	8	
Labor	19,0	6	8	8
	22,8	11	4	5
		15	5	
Gewächshaus . .	24,3	11	5	5—6
		12	6	
		1	7	

nadel abgehoben und wieder aufgedeckt wurde. Selbst wenn man die jungen Larven nicht sah, war ein erfolgtes Schlüpfen an den immer vorhandenen Kotkörnchen sofort festzustellen. Die Junglarven schlüpften zwischen 4 und 11 Tagen nach der Eiablage je nach den höheren oder niedrigeren Temperaturen, denen die belegten Kirschen ausgesetzt waren. Die Schlüpftdaten gehen im einzelnen aus der beigefügten Tabelle (Tab. 2) hervor, aus der bemerkenswert ist, daß die Temperaturen von 18,6—20,1 ° C das Schlüpfen in der gleichen Weise beschleunigten. Die Laborzuchten gliedern sich ohne weiteres in die Freilandzuchten ein. Dagegen zeigen die Gewächshauszuchten, daß hier die optimale Temperatur für die Larven bereits überschritten war, da eine Steigerung der Wärme von 22,8 auf 24,3 ° C ihre Entwicklung nicht nur nicht beschleunigte, sondern im Gegenteil verlangsamte. Bei 22,8 ° konnte ein großer Teil der Larven seine embryonale Entwicklung in 4 Tagen beenden, während bei 24,3 ° die Hälfte im besten Fall es nur auf 5 Tage brachte. Das Schlüpfen der einzelnen Serien verlief recht gleichmäßig. Die größte Streuung betrug 3 Tage.

Da während der Hauptzeit der Eiablage im Freien in der Regel Durchschnittstemperaturen über 20 ° C herrschten, wird man im all-

Tabelle 3.
Entwicklungsdauer der Larven.

Ort und Temperatur	Larvenzahl	Entwicklung in Tagen	Entwicklungsdauer im Durchschnitt Tage
Freiland 18—19°	1	21	
	2	23	
	2	25	
	12	26	
	13	27	28
	6	28	
	16	29	
	9	30	
	4	31	
	1	34	
Labor 21,0°	2	20	21
	5	21	
Gewächshaus 20,7°	1	16	
	2	17	19
	2	20	
	1	21	

gemeinen als Dauer der Embryonalentwicklung 5—7 Tage annehmen können.

Eier, die bald nach der Eiablage aus den Eihöhlen entfernt und in feuchte Kammern übertragen wurden, schlüpften darin ganz normal. Die Larven entwickelten sich auch normal weiter, wenn sie in künstliche Höhlen gesetzt wurden, die in frische Kirschen gebohrt worden waren.

8. Entwicklung der Larven.

Da die gesamte Larvenentwicklung in der am Boden liegenden welkenden oder faulenden Frucht vor sich geht und die Larve bei ihrer Fraßtätigkeit die Fruchthaut unverletzt läßt, ist eine Verfolgung der Häutungen hier nicht möglich. Auch das öftere Aufpräparieren von Früchten und das Durchsuchen des unter der Fruchthaut angesammelten Kotes auf Kopfkapseln oder sonstige Überreste alter Larvenhäute war ohne Erfolg, da die Larven ihre abgeworfenen Häute zu fressen scheinen. Nur in 3 Fällen wurden die Kopfkapseln der ersten Häutung gefunden. Die Untersuchung der Larvenentwicklung mußte sich also auf die Feststellung des Zeitpunktes ihrer Beendigung und des Verpuppungsbeginns beschränken.

Hierbei ging ich so vor, daß eine Anzahl der schon zur Bestimmung der Embryonalentwicklung benutzten belegten Kirschen nach dem fest-

gestellten Schlüpfen der Larven in kleine Schalen gelegt wurde, die halb mit etwas feucht gehaltenem Sand gefüllt waren. Kurz vor der durch Stichproben ermittelten mutmaßlichen Beendigung der Larvenentwicklung wurde der Sand jeden Tag auf Larven untersucht, die sich zur Verpuppung eingewühlt hatten. Aus dem bekannten Schlüpftermin und dem so festgestellten Zeitpunkt des Einbohrens in die Erde ließ sich die Dauer der Larvenentwicklung berechnen. Sie wurde so für 79 Larven bestimmt. Die gefundenen Werte enthält die Tabelle 3, in der die einzelnen Larvengruppen nach den Temperaturen geordnet sind, unter deren Einwirkung sie standen. Danach braucht die Larve bis zur vollen Verpuppungsreife bei 18—19 ° C 21—34 Tage, im Durchschnitt 28 Tage. Bei rund 21 ° C verkürzt sich die Entwicklungsdauer auf 16—21 und im Mittel auf 20 Tage. In der Regel wird sich die larvale Entwicklung auf 4 Wochen erstrecken, so daß von der Eiablage bis zum Verpuppungsbeginn 5 Wochen vergehen dürften, eine Zeitspanne, die auch schon von Schmidberger angegeben wird.

Da eine Kontrolle der einzelnen Häutungen bei der Lebensweise der Larven unmöglich war, wurde hier wie bei früheren Fällen eine Anzahl von Larven verschiedenen Alters eingesammelt und versucht, durch Messung der Kopfkapseln die Anzahl der einzelnen Stände zu ermitteln. Dabei grenzten sich die Angehörigen des ersten Standes sehr scharf von denen des 2. und 3. Standes ab, deren Maße fast ineinander übergehen (Abb. 10). Die Kopfkapseln der Eiräupchen hatten bei äußersten Werten von 0,41 und 0,45 mm eine Durchschnittsbreite von 0,43 mm. Die durchschnittliche Körperlänge betrug 2,6 mm bei einem kleinsten Wert von 1,7 und einem größten Wert von 3,7 mm. Das Vorhandensein und die Maße zweier weiterer Stände lassen sich nur durch das Kurvenbild der gemessenen Werte erschließen. Danach ist die Kopf-

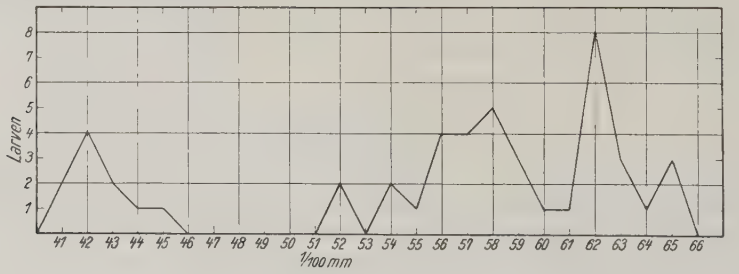


Abb. 10. Kopfkapselmessungen der Larvenstände.

kapsel des 2. Standes 0,52—0,60 mm breit und besitzt eine Durchschnittsbreite von 0,57 mm. Im 3. Stand erstreckt sich die Kopfkapselbreite von 0,61—0,65 mm und weist einen mittleren Wert von 0,63 mm auf. Die Körperlänge der beiden letzten Stände überschneidet sich stark. Sie hat bei einem Durchschnittswert von 4,2 mm beim 2. Stand äußerste Werte von 2,5 und 6,2 mm, und beim 3. Stand bei einem Durchschnittsmaß von 5 mm Extremwerte von 3,7 und 6,4 mm.

9. Larvenfraß.

Der Fraß der eben geschlüpften Larven beginnt unmittelbar in der Eihöhle, die nach irgendeiner Seite ausgeweitet wird. Die Larve frißt dabei das Gewebe der dann noch frischen Kirsche zwischen Fruchthaut und Kern aus. Der entstehende Hohlraum kann durch den ausgeschiedenen Kot nicht ganz ausgefüllt werden, so daß die welkende, sich braunfärbende Fruchthaut sich faltig zusammenzieht und über der Fraßstelle einsinkt. Diese braunen eingesunkenen Stellen, die sich von den Eihöhlen ausbreiten, lassen den Fortgang des Larvenfraßes gut erkennen (Abb. 11).

Abb. 11. Larvenfraß in Kirschen. In den Kirschen der oberen Reihe Fraß beginnend, in der mittleren Reihe Einsinken der Fruchthaut bei fortschreitendem Fraß und in der unteren Reihe Fruchtfleisch ganz oder zum Teil aufgezehrt. (Etwas verkleinert.)

Im normalen Verlauf des Welkevorganges der abgefallenen Früchte wird von den Larven das ganze Fruchtfleisch aufgezehrt, bis von der Kirsche nur die dünne braune Haut übrig bleibt, die sich über dem trockenkörnigen Kot und dem Kern ausspannt. Der Kern bleibt in solchen Fällen gänzlich unberührt. Anders ist es dann, wenn die abgefallenen Früchte bei hoher Wärme und geringer Luftfeuchtigkeit schnell zusammentrocknen und es den Larven an der normalen Nahrung gebricht. Dann gehen diese nach Verzehr der geringen Fruchtfleischmasse dazu über, den Kern zu benagen, in dessen Schale zunächst flache Gänge oder Plätze hineingefressen werden. Diese Nahrung reicht als Schlußkost vor der Verpuppung oft aus. Ist die Vertrocknung der Frucht aber frühzeitig eingetreten, so dringt die Larve durch ein rundes Loch in den Kern ein und ernährt sich von dem dann meist noch saftigen Kern. Dieser ungewöhnliche Fraß der Pflaumenbohrerlarven ist nicht zu verwechseln mit dem Fraß der Larve von *Anthonomus rectirostris,* der leicht von jenem unterschieden werden kann. Zweifelsfrei wurde Kernfraß der Pflaumenbohrerlarven zuerst an Früchten festgestellt, die aus meinen Zuchten stammten, also nur mit Pflaumenbohrern in Berührung gekommen waren. Von 374 im Jahre 1929 untersuchten aus meinen Zuchten stammenden Kirschen und Pflaumen hatten 132 einen völlig ausgefressenen Kern, an dessen Stelle sich in der oft dicken und sehr harten Kernschale nur der übliche feinkörnige trockene Kot der Larven fand. In einigen Fällen waren auch von der Kernschale nur noch Teile übrig. Manchmal war der Kern samt Schale gänzlich verzehrt. Alle Früchte sahen bei der Untersuchung im August

sehr unansehnlich aus. Sie waren zusammengeschrumpft, verfault, mit Schimmelpilzen bedeckt und zum Teil gänzlich zusammengetrocknet.

Im Jahre 1930 wurde wiederum eine Anzahl (163) von belegten Pflaumen und Kirschen, die im Freiland in einer halb mit Erde gefüllten Kiste gelegen hatten, auf die Art des Larvenfraßes nachgesehen. Die Untersuchung dieser Früchte ergab, daß bei 73 Stück oder 45 % die Kerne zerfressen waren. Bei 27 % waren die Larven gestorben, bei 18 % hatten sie die Kernschale befressen und nur bei 10 % fand ich allein das Fruchtfleisch zerstört oder die Larven noch im Fruchtfleisch fressend.

Der verschiedene Fraß der Larven wird darin seine Ursache haben, daß die ersten Larven bei den noch nicht so hohen Temperaturen des Mai-Endes und des Juni sich im Fruchtfleisch zu Ende entwickeln können, während Ende Juni bezw. Anfang Juli das Fleisch der abgefallenen Früchte schnell eintrocknet und die letzten Larven gezwungen sind, auf Kernschale und Kern als Nahrung überzugreifen.

Für die Larven bedeutet der Übergang vom weichen Fruchtgewebe zur harten Kernschale bezw. zu dem in seiner Zusammensetzung vom Fruchtfleisch doch weitgehend abweichenden Pflaumen- oder Kirschkern eine erhebliche Umstellung in der Ernährung, ganz zu schweigen von den höheren Anforderungen, die beim Durchbohren und Benagen der Kernschalen an die Mandibeln gestellt werden.

10. Verpuppung.

Sobald die Larven erwachsen sind, bohren sie sich aus der zerfressenen Frucht heraus oder verlassen sie durch die Stielöffnung. Ohne weiter umherzuwandern, dringen sie sofort in die Erde ein. Danach brauchen sie je nach der Beschaffenheit im besten Fall 3—4 Minuten, gelegentlich aber auch 60 bis 80 Minuten. In geringer Bodentiefe stellen sie sich eine Höhlung her, in der die Umwandlung zur Puppe vor sich geht. Diese Puppenhöhlen fand ich im Freiland in einer Tiefe von 1—3 cm. Von 89 Höhlen lagen 33 (37 %) in 1 cm, 33 (37 %) in 2 und 23 (26 %) in 3 cm Tiefe. Unter den weiter unten beschriebenen Versuchsbedingungen lagen viele Puppenhöhlen auch tiefer als 3 cm und

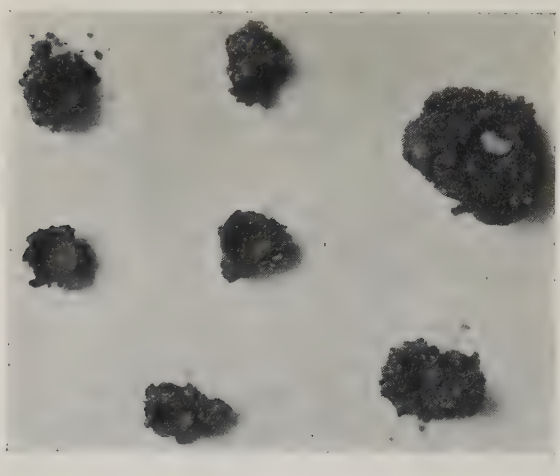


Abb. 12. Puppenhöhlen (etwas verkleinert).

zwar bis 6,5 cm tief. 59 untersuchte Höhlen verteilten sich auf die Bodentiefe von 1—6,5 cm. Im Durchschnitt ergab sich daraus eine Verpuppungstiefe von 3—4 cm.

Die Puppenhöhlen sind so fest, daß sie beim Durchsieben der Erde als keine rundliche Erdklumpen zurückbleiben. Auch nach dem Zerbrechen bleiben die einzelnen Teile gut erhalten. Die innere Wandung ist sehr sorgfältig geglättet, was Schmidberger schon beobachtete (Abb. 12). Die Höhle stellt einen im Querschnitt in der Regel nicht ganz runden, sondern schwach ovalen Hohlraum dar, der im Mittel 4,6 mm breit und 5,4 mm lang ist. Die kleinste gefundene Puppenhöhle maß 4 × 4,5, die größte 6 × 6 mm.

Entfernt man Larven aus ihren fertiggestellten Verpuppungshöhlen und legt sie auf die Erdoberfläche, dann bohren sie sich sofort wieder in die Erde und beginnen den Bau einer neuen Höhle, der meist in kurzer Zeit beendet ist.

11. Dauer der Vorpuppen- und Puppenruhe.

Um die Verpuppungsdauer zu ermitteln, wandte ich zwei Wege an. Aus Blumentöpfen wurde ein Fünftel der Wand senkrecht herausgeschnitten und in der Lücke mit Gips eine Vorrichtung angebracht, die es erlaubte, sie mit einer Glasscheibe zu schließen und das ausgeschnittene Topfstück davorzuschieben. Einige Larven wurden in einiger Entfernung voneinander dicht an die Glasscheibe gelegt und mit Erde bedeckt, so daß sie nach Bildung der Puppenhöhlen von außen nach Fortnahme des Topfausschnittes zu beobachten waren. Diese Versuchsanstellung hatte den Nachteil, daß ein Teil der Larven ins Innere

Abb. 13. Verpuppungskammer aus 2 mit Plastilin an den Seiten verbundenen Glasscheiben.

des Topfes abwanderte und nur verhältnismäßig wenige der Beobachtung zugänglich blieben. Auch ließ sich die Erde nicht gleichmäßig genug

Tabelle 4.

Dauer der Puppenruhe im Freiland. Durchschnittstemperatur 15,3° C.

Nr.	Vorpuppenruhe in Tagen	Puppenruhe in Tagen	Vorpuppen- + Puppenruhe	Schlüpfen der fertigen Käfer aus der Erde nach Tagen
1	15	—	—	—
2	16	—	—	—
3	17	21	38	4
4	17	19	36	6
5	19	—	—	—
6	19	—	—	—
7	19	20	39	6
8	19	21	40	5
9	19	—	—	—
10	19	—	—	—
11	20	15	35	3
12	20	20	40	4
13	20	—	—	—
14	20	20	40	5
15	20	24	44	8
16	20	20	40	5
17	20	21	41	5
18	23	—	—	—
19	23	—	—	—
20	25	19	44	5
21	25	21	46	—
22	26	21	47	2
23	26	—	—	—
24	26	22	48	6
25	27	21	48	4
26	28	21	49	7
27	28	20	48	6
28	28	24	52	9

feucht halten, um eine normale Entwicklung der Puppen zu gewährleisten. Ich ging deshalb später wie folgt vor. Ich kittete mit Plastilin zwei 9 × 12 cm große Glasscheiben an 3 Rändern aneinander (Abb. 13). Der Raum zwischen den Glasscheiben wurde so schmal gehalten, daß die Larven ihre Puppenhöhlen nie ganz aus Erde bilden konnten, sondern die Höhlen an einer Seite oder oft auch an beiden Seiten an die Glasscheiben stießen und die Vorgänge in ihrem Innern der Beobachtung freilagen. Die aus den Scheiben gebildeten schmalen Glaskästen wurden mit gleichmäßig durchfeuchteter Erde gefüllt und senkrecht in feuchte Kammern gestellt, damit ein Trocknen der Erde in den Kästchen vermieden wurde. Als feuchte Kammern eigneten sich besonders große Exsikkatoren, in deren unteren Raum an Stelle des Chlorkalks

Tabelle 5.

Dauer der Puppenruhe im Thermostat. Durchschnittstemperatur 24° C.

Puppe lfd. Nr.	Puppenruhe in Tagen	Schlüpfen der fertigen Käfer aus der Erde nach Tagen
1	14	5
2	18	2
3	16	5
4	17	4
5	16	6
6	15	4
7	13	11
8	14	5
9	23	—
10	15	4
11	17	—

Wasser gefüllt wurde. Diese Exsikkatoren wurden mit den Verpuppungskästen in einen völlig dunklen Erdkasten gestellt, um alle für einen geregelten Ablauf der Verpuppung sowie der Puppenruhe nötigen Bedingungen möglichst zu erfüllen. Die Beschickung der kleinen Verpuppungskästen erfolgte so, daß auf ihre Erdoberfläche mehrere erwachsene Larven gelegt wurden, die sich bald einbohrten und an die Anlage ihrer Puppenhöhlen gingen. Die Nachschau der Zuchten wurde jeden Tag vorgenommen, wobei die Puppen möglichst wenig dem Licht ausgesetzt wurden. Eine gleiche Verpuppungsvorrichtung wurde in einen Brutschrank gestellt.

Die Ergebnisse der Puppenversuche sind in den Tabellen 4 und 5 zusammengestellt. Im ganzen verpuppten sich 28 Larven in den Freilandkästen. Zehn Puppen gingen ein. Die übrigen entwickelten sich bis zum Käfer. Aus den ersten Spalten der Tabelle geht hervor, daß immer über 14 Tage verstrichen, bis die Umwandlung der Larven zur Puppe beendet war. Diese Vorpuppenruhe kann bis zu 4 Wochen dauern und nimmt im Mittel 3 Wochen in Anspruch. Die Puppenruhe selbst erstreckt sich bei einer Durchschnittstemperatur von rund 15° im Freiland über 2—$3^1/_2$ Wochen und dauert im Mittel ebenfalls 3 Wochen. Daraus ergibt sich unter den genannten Bedingungen eine Gesamtdauer der Vorpuppen- und Puppenruhe von durchschnittlich $6^1/_2$ Wochen.

Bei höherer Wärme wurden für die einzelnen Phasen weitaus kürzere Zeiträume gebraucht. So dauerte im Thermostat bei 24° C die Puppenruhe 2—3 Wochen, im Mittel aber nur $1^1/_2$ Wochen. Sie war gegenüber der Puppenruhe im Freiland also genau um die Hälfte verkürzt. Die Vorpuppenruhe wurde unter diesen Wärmebedingungen leider nicht festgestellt. Sie dürfte eine ähnliche Verkürzung erfahren.

12. Schlüpfen der Käfer aus der Erde.

Schmidberger nimmt an, daß die Käfer erst in dem auf die Verpuppung folgenden Frühjahr aus der Erde kriechen, wo sie als Puppen oder fertige Käfer den Winter überdauern. Auch Feytaud schreibt, daß der Käfer im Herbst fertig entwickelt sei, aber erst im Frühjahr die Erde verlasse. Taschenberg und Schreiner dagegen sind der Ansicht, daß ein Schlüpfen der Käfer sowohl im Frühjahr wie bei günstiger Witterung auch schon im gleichen Herbst erfolgen kann. In meinen Versuchen schlüpften die Käfer sämtlich nicht allzulange nach Abschluß ihrer Verwandlung. Da außerdem im Herbst der Blattfraß in befallenen Pflanzungen immer sehr stark zuzunehmen pflegt, möchte ich annehmen, daß das herbstliche Schlüpfen der neuen Käfergeneration bei uns die Regel darstellt. Die Zeitspanne zwischen der Beendigung der Umwandlung der Puppe zum Käfer und dem Erscheinen der Käfer auf der Erdoberfläche umfaßte im Freiland 2—9 und im Brutschrank 2—11 Tage. Im Mittel brauchten die Käfer dazu sowohl im Freiland wie im Brutschrank 5 Tage. Hiervon waren etwa 3 Tage zur Durchdringung der Erdschicht über den Puppenhöhlen nötig, während die übrige Zeit untätig in der Höhle verbracht wurde.

Die gesamte Entwicklung des Pflaumenbohrers von der Ablage des Eies bis zum Erscheinen des Käfers auf der Erdoberfläche nimmt im Freiland rund 12 Wochen in Anspruch. Die aus den zuerst abgelegten Eiern schlüpfenden Larven werden Ende August die Käfer ergeben, während die Entwicklung der aus den letzten Eiern hervorgehenden Käfer sich bis Ende Oktober hinziehen kann. Bei diesen späten Käfern wäre eine Überwinterung in der Erde ohne weiteres denkbar.

13. Herbstfraß und Überwinterung der Käfer.

Nach dem Erscheinen auf der Erdoberfläche suchen die jungen Käfer vermutlich die Baumkrone auf, um sich dort zusammen mit den alten Käfern bis zur Überwinterung aufzuhalten. Diese scheint erst einzusetzen, wenn die letzten Blätter an den Kirsch- und Pflaumenbäumen abgefallen sind. Ich fand die Käfer wenigstens jedes Jahr noch auf den Bäumen, wenn das Laub schon bunt gefärbt war und die Blätter bei leichter Erschütterung der Bäume herabfielen. Die Käfer nehmen bis zur Überwinterung Nahrung zu sich. Sie befressen dabei anscheinend, im Gegensatz zum Frühjahrsfraß, nur die Blattoberfläche und zwar schaben sie das Gewebe bis zur Epidermis der Unterseite ab. Es entstehen dadurch meist punktförmige, oft aber auch sehr unregelmäßig geformte und zuweilen untereinander verbundene Fenster. Die Epidermis der Unterseite bleibt gelegentlich als durchsichtiges Häutchen erhalten, meist sind ihr aber noch Gewebereste aufgelagert, die dem Fenster ein grünlich-graues Aussehen verleihen. Die Käfer bevorzugen offensichtlich die jüngsten Blätter an den Triebspitzen, die bei starkem Befall manchmal wie ein Sieb aussehen. Lochfraß habe ich nie beobachtet. Die charakteristischen Fraßspuren an den Triebenden

verraten die Anwesenheit der Käfer sofort. Ähnlicher Fraß, bei dem die Fenster jedoch mit einem feinen Maschenwerk in Kreisform erhalten gebliebener Gewebereste bedeckt sind, rühren nicht von Pflaumenbohrern, sondern wahrscheinlich von einer Apionart her.

Nach dem Laubfall suchen die Käfer ihre Winterquartiere auf. Ich vermutete diese zunächst in den Rissen und Spalten der Rinde ihrer Wirtsbäume. Ich fand aber hier trotz eifriger Nachforschung nie Käfer. Käfer, die ich in Drahtgazebeuteln an starken Ästen mit künstlich angebrachter Rinde und Fanggürtelstreifen überwintern wollte, gingen im Laufe des Winters sämtlich ein. Ich benutzte deshalb später zur Überwinterung Börners Zinkblechringe. Diese werden im Freien etwa zur Hälfte in die Erde eingelassen. Dann streift man ein schlauchartig zusammengenähtes Stück Nessel oder Gaze darüber und befestigt es am Ring mit Hilfe einer festzuschraubenden Schelle. In solche Ringe wurden Kirsch- und Pflaumenbäumchen eingepflanzt und mit Rasenstücken umgeben, auf die dicht um den Stamm noch starke Rindenstücke gelegt wurden. Der Nesselbeutel wurde über dem Bäumchen zugebunden. Eine größere Anzahl von Käfern überwinterte ich auch in einem großen Drahtgazekäfig, der auf einer mit altem Laub bedeckten Rasenfläche errichtet war, in die einige Kirschbäumchen gepflanzt worden waren. Unter solchen Bedingungen gelang es stets, einen großen Teil der Käfer durch den Winter zu bekommen. Ich nehme deshalb an, daß die Käfer auch in der Freiheit in ganz ähnlicher Weise unter altem Laub, unter Reisig, zwischen welkem Gras u. dgl. den Winter überdauern.

14. Schädlichkeit.

Der Hauptschaden, der durch den Pflaumenbohrer verursacht wird, entsteht durch das Abbeißen der von dem Weibchen zur Eiablage benutzten Früchte. Jedes Weibchen kann etwa 90 Früchte vernichten. Auch dem Männchen fallen viele Früchte zum Opfer, da diese sich zur Paarungszeit ähnlich ernähren wie die Weibchen und zahlreiche Früchte durch Anbohren zerstören. In zwei Zuchten wurden auf letztere Weise von einem Pärchen 79 bezw. 105 Früchte zerbissen. Die Ernteschmälerung ist nach der Stärke des Befalls verschieden. Sie kann an manchen Zweigen befallener Bäume bis 44 % der Früchte betragen.

Der Befall einer Pflanzung ist nach meinen Beobachtungen selten gleichmäßig. Oft werden vor allem die Randreihen stark geschädigt, während mitten in der Pflanzung gelegene Bäume manchmal keine Spur der Käfer zeigten. So traf ich oft Bäume an, unter denen die angebissenen Kirschen wie gesät lagen und tütenweise gesammelt werden konnten, während sie unter benachbarten Büschen nur vereinzelt gefunden wurden.

Im Herbst 1931 klopfte ich in einem Teilstück einer Pflanzung 51 Käfer von 50 Bäumen. In einem anderen Teil der gleichen Pflanzung wurden von 34 Bäumen 143 Käfer geklopft. In diesem letzteren Teil-

Tabelle 6.

Feststellungen von Sprengel über die Stärke des Pflaumenbohrerauftretens in der Pfalz im Jahre 1929.

Datum	Ort	Obstart	Von 500 abgefallenen Früchten waren befallen durch	
			den Pflaumenbohrer %	die Pflaumensägewespe %
14. 6.	Bad Dürkheim . . .	Zwetschen	20,9	79,3
14. 6.	Freinsheim	Mirabellen	21,0	79,3
16. 6.	Kallstadt	Mirabellen	32,5	68,7
20. 6.	Bischheim	Mirabellen	30.2	69,9
20. 6.	Kirchheimbolanden .	Reineclauden	29,4	71,7
20. 6.	Kirchheimbolanden .	Reineclauden	30,7	69,4
20. 6.	Ilbesheim	Mirabellen	34,7	65,3

stück enthielten die Fänge je Baum 9, 11, 12 und sogar 24 Käfer, wobei es bei der mangelhaften Größe des verwandten Fangtuches sehr wahrscheinlich ist, daß ein Teil der Käfer nicht erfaßt wurde.

Das Schadauftreten des Pflaumenbohrers ist gewiß auch abhängig von den Überwinterungsmöglichkeiten, die ihm eine Pflanzung bietet. Er wird deshalb vor allem in vernachlässigten Pflanzungen mit stark vergrastem Boden zu erwarten sein und sich dort auch länger behaupten als in Pflanzungen mit gepflegten Unterkulturen.

Nach Sprengel tritt der Pflaumenbohrer auch in manchen Gegenden der Pfalz verhältnismäßig häufig auf. Sprengel konnte gelegentlich ihrer Untersuchungen über die Pflaumensägewespen feststellen, daß in der Regel $^1/_3$, manchmal auch nur $^1/_5$ der unter Pflaumenbäumen liegenden Früchte der Tätigkeit des Pflaumenbohrers zuzuschreiben war. Die Ergebnisse ihrer Beobachtungen, welche sich auf das Auszählen von je 500 unter einem Baum gesammelten abgefallenen Früchten stützen, habe ich in Tabelle 6 zusammengefaßt.

Zu diesem unmittelbar an den Früchten hervorgerufenen Schaden tritt die Schädigung hinzu, welche den Bäumen im Frühjahr durch Anbohren der Knospen, durch Zerfressen der Blüten und jungen Triebe zugefügt wird, ein Schaden, der sich zahlenmäßig schlecht fassen läßt, aber gewiß nicht als geringfügig betrachtet werden darf. Der Herbstfraß dagegen kann unberücksichtigt bleiben, da er den Baum erst trifft, wenn er der Blätter nicht mehr bedarf.

15. Sonstige Beobachtungen.

Bei einer ungewohnten Erschütterung des Zweiges, auf dem Pflaumenbohrer sitzen, lassen sich diese sofort nach unten fallen, wobei sie im Sturz gelegentlich die Flügel entfalten und fortfliegen. Haben sie am Ende ihres Sturzes den Boden erreicht, stellen sie sich tot. Sie legen dabei die Fühler nach vorn lang an den Rüssel, ziehen die Beine

eng an den Körper an, halten den Kopf aber vom Körper abgestreckt, während u. a. *Anthonomus pomorum* sie an den Körper anlegt. Sobald sich die Käfer in Sicherheit wähnen, richten sie sich auf, warten aber mit schräg erhobenem Kopf und nach vorn gestreckten Fühlern noch ein Weilchen, ehe sie laufend die Gefahrzone verlassen.

Irgendwelche tierischen Parasiten des Pflaumenbohrers habe ich in Larven und Puppen nicht gefunden. Allerdings habe ich Freilandpuppen aus den befallenen Gärten leider nicht untersuchen können. Auch Imaginalparasiten, wie sie in einer Reihe von Käfern gefunden wurden (u. a. von Speyer in *Ceutorrhynchus quadridens* und von Kaufmann in verschiedenen Erdfloharten), habe ich trotz Präparation zahlreicher im Freiland geklopfter Käfer nicht entdecken können.

F. Bekämpfungsmöglichkeiten.

Eine Bekämpfung des Schädlings im Eistadium ist unmöglich, da das Ei vor allen Angriffen geschützt im Innern der Frucht ruht. Ebenso unmöglich ist eine Bekämpfung der Larven mit den üblichen Mitteln. Dagegen führt in kleinen Anlagen ein wiederholtes sorgfältiges Aufsammeln der unter den Bäumen liegenden abgeschnittenen Früchte mit Sicherheit zum Ziel. Wenn es nicht möglich ist, die gesammelten Früchte an Schweine zu verfüttern oder sie Hühnern zum Auspicken zu überlassen, bringt man sie am zweckmäßigsten in 1 m tiefe Gruben, die am Schluß der Sammelzeit (etwa Mitte Juli) zugeworfen werden. Da die Käfer sich sehr flach verpuppen, dürfte eine $^1/_2$ m dicke Erdschicht über den befallenen Früchten genügen, um die in der Grube trotz der Tiefe verpuppten und geschlüpften Käfer am Erreichen der Erdoberfläche zu hindern.

Das öfter empfohlene Umgraben des Bodens unter befallenen Bäumen kann zur Abtötung eines Teiles der schon verpuppten Larven führen. Puppen, die nach oben gelangen, sterben, wie ich in einem Versuch feststellte, sämtlich im Zeitraum von 5 Tagen, während sich Larven, auch wenn sie schon eine Puppenhöhle gefertigt hatten, sofort wieder in die Erde einbohrten. Das Umgraben müßte also häufiger erfolgen, um einen Erfolg zu haben. Es läßt sich deshalb nur in kleinen Anlagen durchführen. Gleichzeitiger Hühnereintrieb würde wesentlich zum Erfolg der Maßnahme beitragen.

Das einzige Stadium in der Entwicklung des Schädlings, das einer auf verschiedene Weise wirksamen Bekämpfung zugänglich ist, stellt der Käfer selbst dar. Um zunächst die Möglichkeit der Vergiftung der Käfer mit Fraßgiften zu prüfen, führte ich im Herbst 1930 folgenden Versuch durch:

1. Je zehn Jungkäfer wurden mit Kirschblättern, die mit Nosprasit bestäubt waren, und mit unbehandelten Blättern gefüttert. 24 Stunden nach Versuchsbeginn waren 4 Käfer der Nosprasitreihen tot und 2 geschwächt, obwohl die Nosprasitblätter nur

Tabelle 7.
Herbstbekämpfungsversuch.
Beginn 22. 9. 1930; je 8 Käfer.

Datum	5% Bariumchlorid		1% Natrium arsenicicum		1% Fluornatrium		Kontrolle tot
	schwach	tot	schwach	tot	schwach	tot	
23. 9. 1930	1	—	—	—	2	—	—
24. 9. 1930	1	—	2	—	2	—	—
25. 9. 1930	1	—	1	2	2	3	—
26. 9. 1930	4	—	—	2	—	1	—
27. 9. 1930	2	2	—	—	—	—	—
28. 9. 1930	2	—	—	—	—	—	—
29. 9. 1930	1	1	1	1	—	—	—
30. 9. 1930	1	1	1	—	—	—	—
1. 10. 1930	1	—	—	1	—	1	—
2. 10. 1930	1	—	—	—	—	—	—
3. 10. 1930	—	1	—	—	2	—	—
4. 10. 1930	—	—	—	—	2	—	—
5. 10. 1930	—	—	—	—	1	1	—
6. 10. 1930	3	—	—	—	—	1	1
7. 10. 1930	2	—	—	—	—	—	—
8. 10. 1930	1	—	—	—	—	—	—
9. 10. 1930	3	—	—	—	—	—	—
Zusammen	3	5	—	6	—	7	1

schwach befressen waren. Von den schwach lebenden Käfern erholte sich ein Käfer wieder, nachdem er frisches Futter erhalten hatte, während der andere an frischem Futter 10 Tage nach Versuchsbeginn einging. Im ganzen wurde nur die Hälfte der Versuchstiere getötet.

2. Je 5 Käfer wurden mit Kirschblättern gefüttert, die mit 0,4 % Bleiarsenat bezw. 0,3 % Uraniagrün behandelt worden waren. Die behandelten Blätter wurden schlecht befressen. Ein Einfluß auf die Versuchstiere war nicht zu bemerken. Der Versuch wurde deshalb nach einer Woche abgebrochen.
3. Je 5 Käfer wurden mit Kirschblättern gefüttert, die mit 2 % Bariumchlorid bezw. 0,4 % Bleiarsen bespritzt worden waren. Beiden Giften wurde eine 2prozent. Zuckerlösung beigefügt. Nach 3 Tagen war in der Bleiarsenreihe 1 Käfer tot. Der Versuch wurde abgebrochen.
4. Je 8 Käfer wurden mit Kirschblättern gefüttert, die mit 1 % Natrium arsenicicum, 5 % Bariumchlorid bezw. 1 % Fluornatrium bespritzt waren. Sämtliche Gifte waren mit einer 1prozent. Zuckerlösung gemischt worden. Der Versuch zog sich über 2 Wochen hin und hatte das in der Tabelle 7 mitgeteilte Ergebnis, nach dem eine Anwendung von Fluornatrium am aussichtsreichsten erscheint.

Tabelle 8.
Frühjahrsbekämpfungsversuch.
Beginn 20. 5. 1932; je 10 Käfer.

Mittel	21. 5. 1932		22. 5. 1932		23. 5. 1932		zusammen
	schwach	tot	schwach	tot	schwach	tot	tot
Derris[1]) 1:500	—	10	—	—	—	—	10
Derris[1]) 1:750	—	10	—	—	—	—	10
Pyrethrum[1]) 1:250 . . .	—	10	—	—	—	—	10
Pyrethrum[1]) 1:500 . . .	4	6	—	4	—	—	10
Urania (Staub)	5	5	—	5	—	—	10
Besonderes Arsenpräparat (Staub)	10	—	6	4	—	6	10
Nosprasit O (Staub) . .	10	—	5	4	—	5	9
Kontrolle mit Futter . .	—	—	1	1	1	—	1
Kontrolle ohne Futter . .	—	—	2	2	—	3	5

Da die Käfer im Herbst eine große Widerstandsfähigkeit gegen Gift zu haben scheinen, wurde im Frühjahr 1932 mit eben aus den Winterquartieren erschienenen Käfern folgender Versuch durchgeführt. Je 10 Käfer wurden mit den Kontaktmitteln Derrisextrakt[2]) 1 : 500 und 750 sowie Pyrethrumextrakt 1 : 250 und 500 besprüht, sowie mit dem pyrethrumhaltigen Uraniastaub bestäubt. Die Käfer erhielten unvergiftetes Futter. Je 10 Käfer wurden weiter mit Kirschblättern, die mit einem besonderen Arsenpräparat bezw. Nosprasit O bestäubt waren, gefüttert. Das Ergebnis dieser Versuchsreihen enthält die Tabelle 8. Aus ihr geht hervor, daß alle angewandten Mittel sehr befriedigend wirkten. Sogar die Fraßgifte, die im Herbst weniger wirkten, hatten diesmal hohe Abtötungsziffern. Das ist wohl darauf zurückzuführen, daß die durch die Überwinterung geschwächten und ihrer Reservestoffe beraubten Käfer den Giften weniger Widerstand entgegensetzen können, als die mit Reservestoffen gut ausgerüsteten und gut ernährten Herbstkäfer. Eine chemische Bekämpfung der Käfer ist danach zur Zeit des Reifungsfraßes in der ersten Maihälfte besonders erfolgversprechend. Leider standen mir bisher keine gleichmäßig befallenen Pflanzungen zu Versuchen zur Verfügung, so daß die Wirkung von Fraß- und Berührungsgiften im Freiland noch der Nachprüfung bedarf. Die erfolgreiche Anwendung von Giften während des Frühjahrs wird im Freiland auf Schwierigkeiten stoßen, weil die Käfer dann an den Blattunterseiten fressen. Die Blätter müßten also besonders von unten her getroffen werden, was sich bei sorgfältiger Spritzarbeit erreichen läßt, bei Stäubungen aber kaum durchführbar ist.

[1]) Wässerige Lösung von Derris- bezw. Pyrethrumextrakt.

[2]) Der Extrakt wurde gewonnen durch 24stündiges Einwirkenlassen von 2 Teilen Azeton auf 1 Teil gemahlene Derriswurzel (Radix derridis pulv. subt. der Firma Cäsar u. Loretz, Halle a. d. S.).

Besondere Beachtung verdient daher die mechanische Bekämpfung der Käfer. Das in den russischen Befallsgebieten gegen die *Rhynchites*-Arten *cupreus, auratus, aequatus* u. a. am meisten angewandte Verfahren besteht in dem Abklopfen der Käfer von den befallenen Bäumen auf darunter gehaltene Klopfschirme und auf stoff- oder papierbespannte Rahmen. (In der im Schrifttum aufgeführten Arbeit von Schreiner sind die beiden Haupttypen solcher Fangschirme oder -rahmen abgebildet.) Sie sind entweder trag- oder fahrbar und enthalten an einer Seite einen bis zu ihrer Mitte reichenden Schlitz, durch den der Baumstamm gleitet. Dadurch ist es möglich, mit der Vorrichtung die ganze Fläche unter der Baumkrone zu bedecken. Die Schirme sind trichterförmig. Ihre Seitenflächen laufen zur Mitte spitz zu und münden in ein mit einer insektentötenden Flüssigkeit gefülltes Gefäß. Die Flächen der Rahmen dagegen liegen in einer Ebene und sind mit Leim bestrichen. Nachdem Rahmen und Schirme unter die zu säubernden Bäume geschoben sind, wird der Baum mit Stangen, die vorne mit Tüchern umbunden sind, angeschlagen oder angestoßen. Die nach dieser Erschütterung heruntergefallenen Käfer gleiten von den Schirmflächen in das Sammelgefäß oder bleiben auf den geleimten Fangrahmenflächen kleben.

Am besten wird sich das Arbeiten mit tragbaren Rahmen gestalten, deren Nachteil bei der abgebildeten Anwendungsart allerdings in der großen Anzahl der dazu nötigen Hilfskräfte besteht. Da ein großer ungeteilter Rahmen jedoch eine weite Pflanzweise der Bäume voraussetzt, andererseits die Rahmen genau so gut wirken, wenn man sie direkt auf den Boden legt, halte ich für unsere Verhältnisse folgende Abänderung der Rahmenkonstruktion, zu deren Bedienung 2 Personen nötig sind, für vorteilhaft. Man legt der Form des ganzen Rahmens ein gleichmäßiges, dem mittleren Kronendurchmesser der zu säubernden Bäume entsprechendes Sechseck zugrunde und zerlegt dieses Sechseck diagonal in 2 gleiche Teile. Die Mitte der durch die Diagonale gebildeten Kanten beider Hälften erhält einen halbrunden Einschnitt für den Baumstamm. Die mit starkem Pack- oder Pergamentpapier bespannten Rahmen werden auf der einen Seite mit Raupenleim bestrichen und, ohne die Baumkronen zu erschüttern, so unter diese geschoben, daß beide Rahmenhälften sich um den Stamm schließen und eine zusammenhängende Fläche bilden. Wenn jede Hälfte von einer Person bedient wird, läßt sich auch eine größere Anlage in verhältnismäßig kurzer Zeit ohne großen Zeit- und Kostenaufwand von der Hauptmenge der Schädlinge befreien. Dieselben Rahmen können außerdem bei der Bekämpfung des Apfelblütenstechers Verwendung finden.

Das in der Literatur öfter angeführte Unterlegen von Tüchern, auf welche die Käfer zu schütteln sind, wird mit Recht zumeist als unwirtschaftlich abgelehnt.

Daß das Abklopfen der Käfer sehr erfolgreich sein kann, erfuhr ich im Herbst 1931. Ich fing damals mit einer behelfsmäßigen Einrichtung,

die nur das Abklopfen einzelner Äste gestattete, an 80 Bäumen in 2—3 Stunden rund 200 Käfer. Diese Zahl wäre sicherlich viel höher gewesen, wenn die Bäume als Ganzes abgeklopft worden wären.

Am Schluß dieses Abschnittes ist festzustellen, daß die aussichtsreichste und wirtschaftlichste Bekämpfungsart gegenüber dem Pflaumenbohrer die mechanische sein dürfte. Die chemischen Kampfweisen treten ihr gegenüber zurück. Doch wird in Kirsch- und Pflaumenpflanzungen, die im Frühjahr gegen blattschädigende Raupen oder gegen die Pflaumensägewespe mit Fraßgiften gespritzt werden, auch einen Teil etwa vorhandener Pflaumenbohrer mit erfaßt und unschädlich gemacht werden.

G. Beiträge zur Morphologie des Pflaumenbohrers.

1. Das Ei.

Das Ei ist elfenbeinweiß, mattglänzend und von breitovaler Form. Seine Länge übertrifft die Breite meist um $^1/_3$, gelegentlich auch nur um $^1/_{10}$. Bei dem von Sprengel abgebildeten Ei ist die Länge fast doppelt so lang wie die Breite; Eier solcher Form habe ich nie gefunden. An einem Ende ist das Ei in der Regel schwach verjüngt, doch findet man auch an beiden Enden gleichmäßig abgerundete Stücke. Das Durchschnittsmaß beträgt für die Länge 0,9 und für die Breite 0,7 mm. Wenn wir die Maße der Eihöhlen damit vergleichen, sehen wir, daß ihre Höhe bei Kirschen dem Durchmesser des Eies gerade entspricht. Für die Längsrichtung der Höhle behält das Ei dagegen einigen Spielraum. Bei den Eihöhlen in Pflaumen sind die Abmessungen so, daß das Ei an allen Seiten Platz genug hat.

2. Die Larvenstände.

Es wurde schon in einem früheren Abschnitt gesagt, daß zur Feststellung der vorhandenen Entwicklungsstände Kopfkapselmessungen einer größeren Anzahl von Larven jeden Alters herangezogen werden mußten, daß es aber auch mit dieser Methode nur gelang, den 1. Larvenstand von den anderen Ständen scharf zu trennen. Das Vorhandensein zweier weiteren Larvenstände wurde sehr wahrscheinlich gemacht. Um etwaige bessere Unterscheidungsmerkmale der einzelnen Larvenstände zu finden, untersuchte ich die Kopf- und Körperbeborstung verschiedenaltriger Larven genauer. Besonderer Wert wurde dabei auf die Beborstung der Brust- und Afterringe gelegt. Es zeigten sich dabei wohl zuweilen geringere Unterschiede. Die Veränderlichkeit der Borstenzahl und -größen der in Frage kommenden Borstengruppen war aber so groß, daß an eine Verwertung der Unterschiede nicht gedacht werden konnte. Als ebenso unbrauchbar erwiesen sich kleine Abweichungen an den Atemöffnungen, den Kopfborsten und den Mundwerkzeugen, so daß eine genaue gegenseitige Abgrenzung der beiden letzten Larvenstände vorläufig unmöglich erscheint.

Die Larven sind fußlos. Der Körper ist bis auf die braune Kopfkapsel weißgelb. Der Darm schimmert zuweilen dunkel durch die Fettzellen hindurch. Die Kopfkapsel, deren Maße schon weiter oben angeführt wurden. nimmt nicht in gleichem Maß wie der Körper an Größe zu. Sie wird außerdem meist so tief in den ersten Brustring eingezogen, daß nur die dunkelbraunen Oberkiefer sowie die Unterkiefertaster zu sehen sind (Abb. 14). Bei einem Vergleich der 1.—3. Larvenstände zeigt es sich, daß die Kapsel sich gegenüber den Oberkiefern verhältnismäßig stark vergrößert. Die sich bei Junglarven bis weit über die Kopfmitte erstreckenden Borstengruppen reichen später (Abb. 15) nur noch bis zur Hälfte der Kopfkapsel. Die Körperbeborstung ist nicht ungewöhnlich. Es fällt nur auf, daß die Borsten bei den Junglarven im Ver-

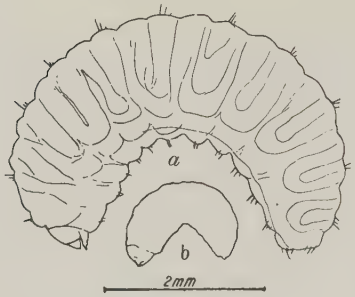


Abb. 14. Larve.
a Stadium 3, *b* Stadium 1.

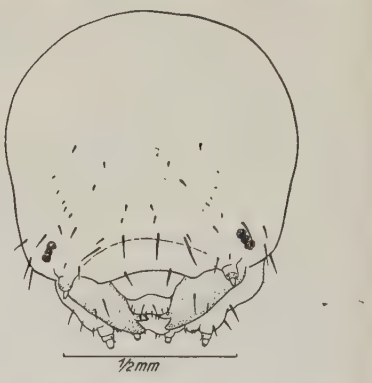


Abb. 15. Kopfkapsel einer Larve des 3. Stadiums.
(H. Weschke gez.)

hältnis zur Kopfgröße bedeutend länger sind als bei den anderen Larvenständen.

Da über die Mundwerkzeuge von Rüsselkäferlarven bisher wenig bekannt zu sein scheint,[1]) sei hier etwas näher auf ihre Ausbildung bei unserer Art eingegangen. Die Oberlippe ist (Abb. 16 a) rückseits mit einer Querreihe von 6 Borsten besetzt, deren mittlere Borsten am stärksten und längsten sind. Zwischen ihnen und dem Vorderrand der Oberlippe stehen 2 mittellange starke Borsten. Auf der Bauchseite fallen zunächst am Vorderrand 2 aus 3 starken Chitindornen bestehende Gruppen auf, zwischen denen genau in der Vorderrandmitte 2 kürzere Dornen stehen. Von dieser mittleren Dornengruppe erstrecken sich in der Richtung zur Mundöffnung 2 aus je 7 kurzen stumpfen Dornen bestehende Reihen. Die Dornen der in der beigegebenen Abb. 16 b dargestellten Oberlippe sind sämtlich abgebrochen und nur ihre Ansatz-

[1]) Aus dem neueren Schrifttum ist mir nur eine mit Abbildung versehene Beschreibung von Börner über die Mundwerkzeuge der Larve von *Ceutorrhynchidius terminatus* bekannt. Trotz mancher Übereinstimmung mit den Verhältnissen bei *Rh. cupreus* ergeben sich beim Vergleich doch starke Unterschiede besonders in der Beborstung der Oberlippe und der Kauladen des Unterkiefers, sowie im Bau der Fühler und Unterkiefertaster.

stellen noch zu sehen. Diese kleinen Dornen scheinen sehr bald zu verschwinden, da ich keine erwachsene Larve mit vollständig erhaltenen Reihen fand. Meist waren nur noch 2 oder 3 Dornen erhalten, während alle übrigen fehlten. Die Oberlippe besitzt ein Chitinstützwerk, das aus 2 auf den Vorderrand zulaufenden und dort mit einer Randverstärkung verschmelzenden Chitinstäben besteht.

Die Oberkiefer sind sehr kräftig. Sie sind dreizähnig, jedoch ist bei erwachsenen Larven der 3. kleinste Zahn nur noch als rundlicher

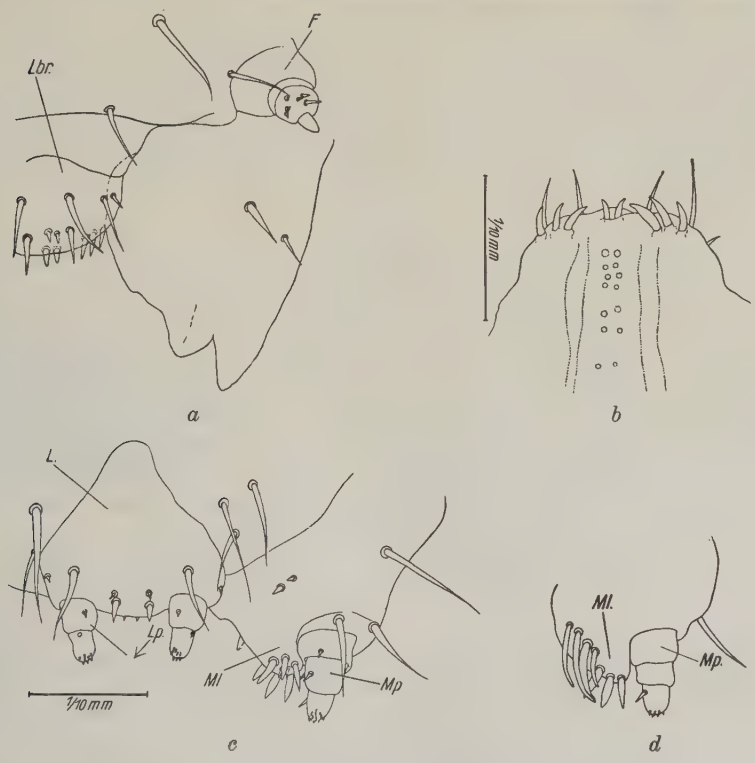


Abb. 16. Mundwerkzeuge einer erwachsenen Larve.
a Oberlippe mit Mandibel von oben (Vergr. wie bei *c*), *b* Oberlippe von unten, *c* Unterlippe mit Unterkiefer von unten, *d* Unterkiefer von oben (Vergr. wie bei *c*). *Lbr* Oberlippe (Labrum), *F* Fühler, *L* Unterlippe (Labium), *Lp* Unterlippentaster (Labialpalpus), *Mp* Unterkiefertaster (Maxillarpalpus), *Ml* Unterkieferkaulade (Maxillarlobus).

Vorsprung zu erkennen, während er, besonders beim ersten Stand, noch ziemlich scharf und spitz ist. Auf der Innenseite der Oberkiefer verläuft zwischen den beiden Hauptzähnen eine kanalartige Vertiefung. Die Oberkieferaußenseite trägt bei allen Larvenstadien ein der Größe des Kiefers entsprechendes Borstenpaar.

Die Unterkiefer bilden mit der Unterlippe ein zusammenhängendes Ganzes. Ihre dreigliedrigen Taster sind kurz und stumpf. Die einzelnen Glieder tragen wenige kurze Borsten. Nur das Endglied ist mit mehreren kleinen Sinneskegeln besetzt. Die beiden Unterkieferkauladen sind zu

einem stumpfen Vorsprung verschmolzen und als solche nicht mehr zu erkennen. Die Kuppe dieses Vorsprunges weist ventral nur 3 dornartige große und 2 kurze Borsten auf. Die Rückenseite dagegen ist mit einer Reihe von 4 säbelartig gekrümmten und drei dolchförmigen starken Dornen besetzt (Abb. 16 d).

Die Unterlippe stellt ein fast gleichseitiges Dreieck mit abgerundeten Ecken und nach innen oder außen vorgebogenen Kanten dar. Ihre Taster sind zweigliedrig und ganz ähnlich den Unterkiefertastern mit wenigen kurzen Borsten versehen, während das Endglied mehrere kurze Sinneskegel besitzt. Am Vorderrand zwischen den Tastern finden sich sowohl bauchseits wie auch rückenseits je 4 kleine bis mittlere stumpfe Borsten, die bauchseits in 2 Reihen hintereinander und rückenseits in einem nach hinten offenen Halbkreis angeordnet sind. Die übrige Beborstung der Oberlippe und des Kinns geht aus der Abb. 16 c hervor.

3. Die Puppe.

Die elfenbeinfarbenen Puppen liegen leicht gekrümmt mit bauchwärts angelegtem Rüssel in ihren Höhlen (Abb. 17). Ihre Körpergröße schwankt wie die der Käfer und ist nicht wesentlich anders als bei diesen. Reichen Besatz mit Borsten, die auf stumpfen Höckern stehen, weist der erste Brustring auf. Ähnliche Borsten in geringer Anzahl finden sich auch auf dem Hinterkopf und dem zweiten Brustring. Die Hinterleibsringe tragen rückseits meist eine Borstenreihe. Besonders lang sind die Borsten der 3 vorletzten Ringe. Das Hinterende (Cremaster) besteht aus 2 sich nach hinten verjüngenden Zapfen.

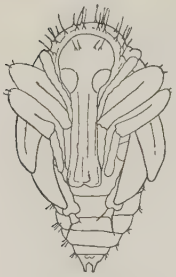


Abb. 17.
Puppe, Bauchseite.
Vergr. 6½fach.
(H. Weschke gez.)

4. Der Käfer.

Über den allgemeinen äußeren Bau des Käfers braucht hier nichts gesagt zu werden. Es genügt, auf die beigegebenen Lichtbilder (Abb. 2 bis 4 und Abb. 18) und die vorn angeführte Beschreibung von Reitter zu verweisen, dessen Größenangaben jedoch einer Ergänzung bedürfen. Wenn man die Käfer von der Rüsselspitze bis zum Ende der Flügeldecken mißt, erhält man bedeutend höhere Werte als sie Reitter angibt. Man legt die Käfer zu diesem Zweck unter das Binokular oder eine Präparierlupe und zeichnet mit Hilfe des Zeichenapparates eine der Krümmung des Rüssels und Körpers folgende Linie von der Rüsselspitze bis zum Körperende. Die Länge dieser Linie wird so ermittelt, daß ein biegsamer Draht an die Kurven angelegt und in gestrecktem Zustand gemessen wird.[1]) Die Messung von je 50 Männchen und Weibchen ergab folgende Werte:

[1]) Ein von Börner und Schilder angewandtes Meßverfahren besteht darin, daß man mit einem Streifen Millimeterpapier der Krümmung unter Zuhilfenahme einer Nadel möglichst genau folgt. Dieses letztere Verfahren führt zu genaueren Maßen als sie hier erstrebt wurden.

Länge der Männchen: 5,0—7,1 mm, im Durchschnitt 6,1 mm.
Länge der Weibchen: 5,9—8,1 mm, im Durchschnitt 7,0 mm.

Beide Geschlechter weisen deutliche Größenunterschiede auf, und zwar sind die Männchen im Durchschnitt 1 mm kleiner als die Weibchen. Die Maße überschneiden sich aber so stark, daß eine Geschlechtsbestimmung danach unmöglich ist (Abb. 19). Bei der weiteren Suche nach äußeren Geschlechtsmerkmalen wurde als sicheres Unterscheidungsmerkmal von Männchen und Weibchen nur die verschiedene Länge des Rüssels festgestellt. Der Bau der Fühler und des übrigen Körpers boten keine brauchbaren Vergleichspunkte.

Der Rüssel des Männchens ist bedeutend kürzer als der des Weibchens, was wohl darin begründet liegt, daß das Männchen sich seiner nur zur Nahrungsaufnahme, das Weibchen aber außerdem zur Herstellung der Eihöhle bedient. Die Abb. 20, welche die Rüssel beider Geschlechter nebeneinander im Umriß von der Seite darstellt, zeigt

Abb. 18. Käfer in typischer aufmerksamer Haltung. (W. Kästner phot.)

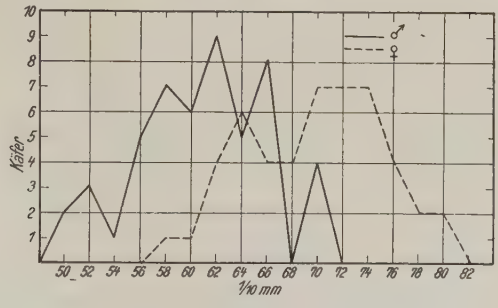


Abb. 19. Körperlänge des Käfers von der Rüsselspitze bis zum hinteren Ende der Flügel gemessen.

deutlich die auffallenden Größenunterschiede. Diese beziehen sich weniger auf die Breite als vor allem auf ihre Länge. Die Fühler sind in beiden Fällen fast genau in der Mitte eingelenkt. Die Rüsselkrümmung ist bei Männchen und Weibchen annähernd die gleiche.

Um bei der Feststellung der Rüssellänge zu einem vergleichbaren Ergebnis zu kommen, wurden bei 45 Männchen und 50 Weibchen zunächst die Rüssel in der oben angegebenen Art gemessen. Außer dem Rüssel wurde aber auch bei jedem Tier die Länge der Flügeldecken als Ausdruck der Körpergröße mitgemessen. Aus beiden Maßen wurde das Verhältnis zwischen Rüssel- und Flügellänge so ermittelt, daß die Flügellänge gleich 100 gesetzt und der Anteil der Rüssellänge hieran berechnet wurde. Dabei ergaben sich die in Abb. 21 dargestellten Werte, wonach im Mittel die Rüssel der Männchen $^1/_3$ und die der Weibchen $^1/_2$ so lang sind wie ihre Flügeldecken. Die Fehlerberechnung ergab bei den Rüssellängen der Männchen einen mittleren Fehler von 0,57 und bei den Weibchen von 0,62. Die Differenz der Mittel war mit 12,2 über viermal so groß wie die dreifache Wurzel aus der Summe der Quadrate der mittleren Fehler, so daß die bei den Rüssellängen beider Ge-

schlechter gefundenen Unterschiede als gesichert angesehen werden können. Bei geringer Übung gelingt es mit Hilfe dieser Unterschiede leicht, Männchen und Weibchen sicher als solche zu erkennen, so daß zu dem Zweck ein Abtöten der Tiere und ein Herauspräparieren der

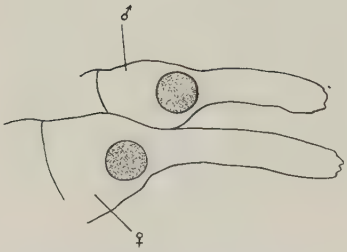


Abb. 20.
Kopfumrisse von der Seite, schematisch. Stark vergrößert. (H. Weschke gez.)

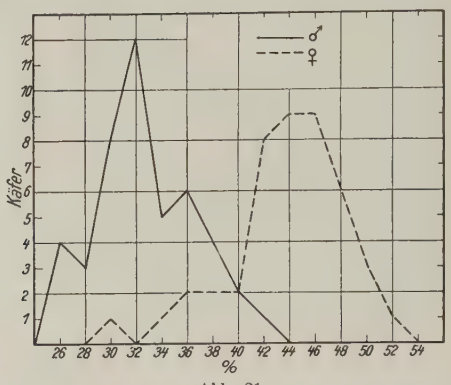


Abb. 21.
Verhältnis des Rüssels zur Flügellänge bei Männchen und Weibchen.

Geschlechtsorgane nicht nötig ist. Von letzteren soll uns im folgenden nur der Bau der inneren Organe beschäftigen.

Die inneren Fortpflanzungsorgane des Weibchens sind wenig kompliziert. Sie bestehen aus 2 Eierstöcken, der unpaaren Samentasche (Receptaculum seminis) und den Ausführgängen (Abb. 22). Jeder Eierstock besitzt 4 Eiröhren, deren Keimfächer bei unreifen Weibchen zusammenhängen. Die ziemlich kurzen weiten Eileiter beider Eierstöcke vereinigen sich kurz vor ihrer Einmündung in die Scheide, die sich in der Regel zwischen den Eierstöcken kopfwärts vorschiebt, so daß der gemeinsame Eileiter sich als Falte über den vorderen Scheidenmund legt. Die Samentasche stellt einen stark gekrümmten plumpen Blindsack dar und ist stark chitinisiert. Sie besitzt einen kugelförmigen drüsigen Anhang, die Samentaschendrüse (Glandula rec. sem.), welche am stumpfen Ende des Blindsacks dicht neben dem Ausführgang der Samentasche (Ductus rec. sem.) in diese mündet. Der Ausführgang ist ein mehrfach gewundener dünner Schlauch, der am vorderen Vaginalmund in die Scheide eintritt.

Bemerkenswert ist hier, daß unsere Art durch den Besitz von 8 Eiröhren von allen anderen Rüsselkäfern abweicht, die nach Deegener nur 4 Eiröhren besitzen sollen. Böhmel und ich bestätigten letzteres für *Rhynchites aequatus, Phyllobius oblongus, Anthonomus pomorum* und *Furcipes rectirostris*. Die Abtrennung der Untergattung *Euvolvulus* von der Gattung *Rhynchites* ist schon hieraus berechtigt. Noch mehr als *cupreus* scheint *Rh. auratus* von der Norm abzuweichen, da er nach Troitzky sogar beiderseits 7 Eiröhren haben soll. Im übrigen weisen beide *Rhynchites*-Arten im Bau der Samentasche, der Scheide und der Legeröhre sehr weitgehende Übereinstimmungen auf.

Wie die weiblichen Geschlechtsorgane scheinen beim Pflaumenbohrer auch die männlichen inneren Organe von der bei den Rüsselkäfern üblichen Norm abzuweichen. Im Gegensatz zu den Angaben von Deegener, nach denen die *Curculioniden* büschelförmige Hoden besitzen sollen, wie sie auch Nüßlin (nach Nitsche) von *Hylobius abietis* L. abbildet, findet sich bei *cupreus* ein unpaarer Hoden von bohnenförmiger Gestalt mit bisweilen zipfelartigem Ende und ziemlich fester Beschaffenheit. Er mündet durch einen kurzen Schlauch, das Vas deferens, in die hier ebenfalls unpaare Samenblase. Diese stellt eine herzförmige Kammer dar (Abb. 23), in deren oberen Ausweitungen jederseits 3 schlauchförmige Drüsen münden, die sich ganz kurz vor ihrer Mündung zu einem gemeinsamen Gang vereinigen. Wir haben es bei diesen Drüsen mit den Anhangsdrüsen (Ektadenien nach Escherich, Schleimdrüsen nach Nitsche) zu tun, deren Sekrete bei der Bildung der Samenträger (Spermatophoren) eine Rolle spielen. Der Inhalt dieser Drüsen verläßt die Samenblase nach erfolgter Mischung mit den Samen durch den Spritzgang (Ductus ejaculatorius) an ihrem verjüngten Ende. Die Wände der beiden Kammern der Samenblasen sind mit Muskelschichten ausgekleidet, die den Inhalt der Blase in den Ausführgang pressen

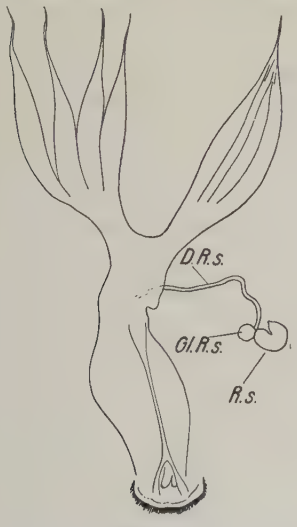


Abb. 22.
Geschlechtsorgane des Weibchens im unreifen Zustand (Vergr. 20mal). *R.s.* Samentasche (Receptaculum seminis), *Gl. r. s.* Samentaschendrüse (Glandula receptaculi seminis), *D. r. s.* Ausführgang der Samentasche (Ductus receptaculi seminis).

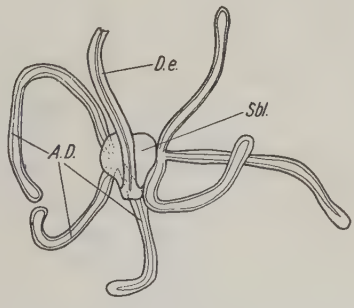


Abb. 23.
Männliche Geschlechtsorgane von der Seite ohne Hoden (Vergrößerung 30mal). *AD* Anhangsdrüsen; *Sbl* Samenblase, *H* Hoden, *Vd* Samenleiter (Vas deferens), *De* Spritzgang (Ductus ejaculatorius).

Ganz ähnliche männliche Geschlechtsorgane bildet neuerdings Hadorn von dem Bostychriden *Xyloterus lineatus* Oliv. ab. Allerdings sind bei diesem Käfer die Samenblasen nicht verschmolzen, obwohl sie sehr dicht aneinandergerückt sind. Weiter münden hier nur 2 Schleimdrüsen in jede Samenblase, und als Hauptunterschied ist auch der Hoden noch paarig vorhanden.

H. Bemerkungen zur Biologie von *Rhynchites auratus* Scop.

Gelegentlich der Pflaumenbohrerfänge wurde Anfang Juni 1929 auch ein Weibchen des in Pflaumen- und Kirschpflanzungen der Umgebung Naumburgs verhältnismäßig seltenen größeren Verwandten des Pflaumenbohrers *Rhynchites auratus* gefangen und in Beobachtung genommen. Die Lebensweise dieses in Rußland zu den ernsten Obstbauschädlingen gehörenden Käfers ist durch Arbeiten von Lebedev, Schreiner und Troitzky weitgehend geklärt worden. Er befällt Kirschen, Pflaumen, Aprikosen, Schlehen, Äpfel, Birnen, Vogel-, und Stachelbeeren und wird durch Fraß an jungen Knospen, Trieben und den Früchten schädlich. Es wurden Ernteausfälle bis 80 % durch die Tätigkeit von *Rh. auratus* beobachtet. Seine Eier legt er in Kirschen, Birnen, Aprikosen, Äpfel, Schlehen und gelegentlich in Pflaumen. Ein Weibchen kann bis zu 140 Eier ablegen, und zwar an einem Tag bis zu 14 Stück.

Das von mir an Pflaume gebeutelte Weibchen legte bis zu seinem Tode am 13. Juli im Verlaufe eines Monats 31 Eier ab. Als Höchstzahl wurden nur 5 Eier je Tag erreicht. Die Art der Eiablage weicht von der bei *Rh. cupreus* beobachteten grundsätzlich ab. Das Weibchen bohrt hier nämlich ein 2—3 mm tiefes Loch in das Fruchtgewebe, legt das Ei hinein und nagt nun rund um das Eiloch einen Kanal, der meist etwas flacher ist als das Eiloch (s. Abb. 49 bei Sprengel, „Die Pflaumensägewespen", Schrifttum 8). Mit dem herausgenagten Gewebe wird das Ei ganz überdeckt, so daß es vor Eintrocknen oder vor Pilzen geschützt ist. Die belegte Frucht bleibt am Baum hängen. Das durch die Anlage des Kanals verletzte Fruchtgewebe sondert eine harzige Flüssigkeit aus, die den Kanal mehr oder minder füllt und auch zuweilen über den Eikrater fließt und ihn ganz von der Außenwelt abschließt. Oft umschließt der angelegte Ringgraben, der etwa 4—5 mm im Durchmesser mißt, das Eiloch nicht vollständig. Gelegentlich wird das Ei auch in ein nur in den Boden des Fraßloches gebohrtes Loch gelegt. Jede Frucht wird in der Regel nur mit einem Ei belegt. Nur manchmal trifft man 2 Eigelege in ein und derselben Frucht an. Die Eier sind mehr rundlich als oval, elfenbeinweiß und messen etwa 6,5 × 8 mm. Die Larven schlüpfen unter Laborbedingungen (Durchschnittstemperatur 18° C) in 4—6 Tagen. Aus ihren Eihöhlen entfernte und zur Weiterbeobachtung in feuchten Kammern aufbewahrte Eier verpilzten sämtlich und starben ab.

J. Zusammenfassung.

1. Als Wirtspflanzen des Pflaumenbohrers kommen nur Pflaumen- und Kirschensorten in Frage.

2. Die Käfer erscheinen im April aus ihrem Winterlager und machen einen Reifungsfraß durch. Sie zerstören dabei Knospen, junge Triebe und Früchte.

3. Der Eiablage geht ein teilweises Durchbeißen des Fruchtstiels voraus. Die Bißstelle wird nicht immer nach der Eiablage weiter vertieft.

4. Die Eihöhle wird im Fruchtgewebe angelegt. Ihr Eingang wird mit einer herausgenagten Fruchthautklappe nach der Einbringung des Eies geschlossen.

5. Die Eihöhle liegt bei Pflaumen meist in Stielnähe, bei Kirschen auf der dem Stiel abgekehrten Fruchtseite.

6. Eine Frucht wird öfter mit mehreren, und zwar bis zu 4 Eiern belegt.

7. Die Eilegeperiode dauert im Durchschnitt 7 Wochen, und zwar etwa bis Ende Juli.

8. Ein Weibchen legt im Durchschnitt über 90 Eier ab. Die niedrigste Eizahl eines Weibchens betrug in den Zuchten 63 und die höchste 120 Eier.

9. Die Embryonalentwicklung dauert je nach der herrschenden Temperatur 4—11 Tage.

10. Die Larvenentwicklung geht in der am Boden liegenden Frucht vor sich und dauert 20—28 Tage je nach der während der Entwicklung herrschenden Temperatur.

11. Bei Vertrocknen des Fruchtfleisches bohrt sich die Larve in den Kern ein und entwickelt sich hier zu Ende.

12. Die Verpuppung findet 1—3 cm tief in der Erde in einer sorgfältig geplätteten rundlichen Höhle statt.

13. Die Puppenruhe dauert bei 15 ° Bodentemperatur durchschnittlich $6^1/_2$ Wochen.

14. Die Jungkäfer erscheinen etwa 5 Tage nach Beendigung der Puppenruhe auf der Erdoberfläche und machen vor ihrer Überwinterung noch einen Herbstfraß an den Blättern ihrer Wirtsbäume durch.

15. Die Schadwirkung des Pflaumenbohrers besteht im Vernichten von Knospen, Trieben und jungen Früchten während des Frühjahrsreifungsfraßes und im Beschädigen und Abnagen von reifenden Früchten während des Sommers und während der Eiablage. Der Ausfall an Früchten kann an besonders stark heimgesuchten Zweigen befallener Bäume bis 44 % betragen.

16. Die Bekämpfung kann durch mechanische und chemische Verfahren erfolgen. Von ersteren kommt in kleinen Anlagen vor allem das sorgfältige Auflesen der abgebissenen mit Eiern belegten Früchte und in größeren Anlagen das Abschütteln der Käfer auf besonders gebaute Fangschirme in Frage. Mit Fraß- und Kontaktmitteln wurden im Kleinversuch nur zum Teil befriedigende Wirkungen erzielt.

17. Aus der Morphologie des Käfers und seiner Entwicklungsstände ist die Feststellung eines sonst bei Curculioniden nicht angetroffenen Typs der inneren weiblichen Geschlechtsorgane von Bedeutung.

18. Über gelegentliche biologische Beobachtungen an *Rh. auratus* wird am Schluß Mitteilung gemacht.

K. Schrifttum.

1. Börner, C., Zwei neue Möhrenschädlinge aus den Gattungen *Ceutorrhynchidius* und *Phytomyza*. Arb. der Kais. Biol. Anst. 1906, 5, 283—292.
2. Deegener, J., Geschlechtsorgane. Handb. Entomol. Bd. 1, 466—518. Jena 1928.
3. Feytaud, J., Les vers de la prune. Rev. Zool. Agr. 1928, 27, 181—189.
4. Gintzenberg, A. A., Die Kirsche und ihre Kultivierung. Suppl.-Zeitschr. „Der Obstbau" 1914, Teil 1 und 1915, Teil 2. Ref.: Rev. Appl. Ent. 1915, S. 604.
5. Hadorn, Ch., Recherches sur la morphologie, les stades évolutifs et l'hivernage du bostruche liseré (*Xyloterus lineatus* Oliv.). 11. Beiheft. Zeitschr. Schweiz. Forstw. 1933.
6. Kaufmann, O., Beobachtungen und Versuche zur Frage der Überwinterung und Parasitierung von Ölfruchtschädlingen. Arb. der BRA. 1923, 12, 109—169.
7. Nördlinger, H., Die kleinen Feinde der Landwirtschaft. Stuttgart 1869.
8. Nüßlin, O., Leitfaden der Forstinsektenkunde. Berlin 1905.
9. Schmidberger, J., Leicht faßlicher Unterricht von der Erziehung der Obstbäume. Linz 1824.
10. Schreiner, J. F., Über einige im Obstbau schädliche *Rhynchites*-Arten und *Anthonomus pomorum*. Wiss. Ent. Arb. des Wiss. Komitees der Landw. Zentralverw. 1914, 2. Ref.: Rev. Appl. Ent. 1915, S. 533.
11. Speyer, W., *Perilitus melanopus* Ruthe *(Hym. Braconidae)* als Imaginalparasit von *Ceutorrhynchus quadridens* Panz. Zugleich eine kurze Zusammenfassung unserer bisherigen Kenntnisse von Schlupfwespen als Parasiten der Käferimagines. Zeitschr. angew. Ent. 1925, 11, 132—146.
12. Sprengel, L., Die Pflaumensägewespen *Hoplocampa minuta* Christ. und *Hoplocampa flava* L. *(Hym. Tenthr.)*. Zeitschr. angew. Ent. 1930, 16, 1—86.
13. Taschenberg, E. L., Schutz der Obstbäume gegen feindliche Tiere. Stuttgart 1901.
14. Troitzky, N. N., Über die Anatomie der weiblichen Geschlechtsorgane von *Rhynchites auratus*. Ber. Bur. Angew. Ent. Wiss. Landw. Komit. 1921, 1, 129 bis 152. Ref.: Rev. Appl. Ent. 1922, S. 435.

Das Verhältnis von Pyrausta nubilalis zu ihrer Wirtspflanze.

Von

Fritz Eckstein, Ankara.

Sachverständiger für angewandte Zoologie am Türk. Landw. Ministerium.

(Mit 5 Abbildungen.)

Einleitung.

Unter den pflanzenbewohnenden Schadinsekten nehmen diejenigen eine besondere Stellung ein, die wenigstens einen Teil, wenn nicht ihre Gesamtentwicklung in der Wirtspflanze durchmachen.

Sie alle haben, vom Standpunkt des Praktikers gesehen, gemeinsam, daß ihre Bekämpfung infolge ihrer geschützten Lebensweise auf besondere Schwierigkeiten stößt, so daß schon allein dieser Punkt genügt, um sie unter einem gemeinsamen Gesichtswinkel zu betrachten.

Die im Innern der Pflanzen lebenden Formen sind als echte Innenparasiten aufzufassen, deren Tätigkeit, bei geringfügiger Gewebszerstörung, charakteristische, formgebundene Neubildungen von beschränktem Wachstum herbeiführen kann (Gallenbildner), bei der großen Mehrzahl dagegen treten die regenerativen Vorgänge an der Pflanze fast ganz zurück, die gegen den Eindringling keine wirksamen Abwehrmittel einsetzen kann. So kommt es zu weitgehenden Gewebszerstörungen und damit zur Stockung, bezw. zur pathologischen Veränderung des Wirtsstoffwechsels mit seinen verschiedenartigen Folgeerscheinungen, die früher oder später den Tod der befallenen Pflanzen herbeiführen.

Zwischen diesen beiden Gruppen gibt es alle möglichen Übergänge, auf die hier nicht näher eingegangen werden soll. Die schädigende Wirkung des einzelnen Insekts ist beim Innenparasiten im allgemeinen viel größer, als beim Außenparasiten, insbesondere dann, wenn es sich um Pflanzen handelt, deren Lebenszyklus rasch abläuft, wie bei den kurzlebigen landwirtschaftlichen Kulturgewächsen. Daher haben die Innenparasiten für die Landwirtschaft erhöhte Bedeutung, zumal in den meisten Fällen nur eine geringe Überhöhung des Feldbestandes an Schädlingen genügt, um schwere wirtschaftliche Einbußen hervorzurufen.

Es ist eine längst bekannte Tatsache, daß Sortenunterschiede für den Befall durch den einen oder anderen Schädling maßgebend sein können, allerdings wissen wir noch nicht, worauf dann diese Verschiedenheiten zurückzuführen sind.

Selbst innerhalb mancher Sorten bestehen noch recht wesentliche Differenzen zwischen den einzelnen Pflanzen, die durch Konstitutionsvariation, oder auch, in den einfachsten und der Untersuchung zunächst am leichtesten zugänglichen Fällen, durch einen besonders „günstigen" oder „ungünstigen" Ernährungszustand, bezw. Alter der Pflanze bedingt sein können. So sind vermutlich auch zahlreiche landwirtschaftliche Schädlinge ebenso „sekundär", wie viele Forstschädlinge, ohne daß die in der Pflanze liegenden Ursachen im einzelnen bekannt sind. Bei den einjährigen Pflanzen wird sich dieser Umstand dann weniger in der Zahl der vorhandenen Schädlinge, als in der deletären Wirkung zeigen. Durch die jahreszeitliche Gebundenheit der meisten Schädlinge spielt der Zustand der Pflanze zur Befallszeit an sich schon eine große Rolle, zumal bei den Innenparasiten, die in weit höherem Maße als die außen fressenden Schädlinge an den Lebenszyklus der Pflanze angepaßt sind.

Daher müssen sich gerade bei solchen Formen die Einflüsse der klimatischen Faktoren, sowie die allgemeinen Gegebenheiten des Feldes, wie Düngung, Saatzeit, Fruchtfolge, in manchen Fällen auch die Pflanzweite, sowie die Wachstumsperioden besonders geltend machen.

Solche Beziehungen wurden unter anderem gelegentlich auch beim Maiszünsler *(Pyrausta nubilalis)* beobachtet, wie aus dem Schrifttum hervorgeht. [1])

---

[1]) So weist z. B. Zwölfer darauf hin, daß die Pflanzweite insofern eine Rolle spielen kann, als weit gestellter Mais geringeren Zünslerbefall aufweist als eng gestellter. Andererseits fand Zwölfer bei seinen Untersuchungen, daß innerhalb der durch die klimatischen Verhältnisse in Baden bedingten möglichen Anbauzeit von Mitte April bis zum letzten Maidrittel durch Veränderung der Anbauzeiten Befallsunterschiede nicht auftreten.

Kunike zeigte, daß bei 100 untersuchten Maispflanzen ein Unterschied im Befall bei Pflanzweiten von 60 × 35 bezw. 90 × 20 cm nicht bestand.

Nach beiden genannten Autoren ist der Befall geringer, wenn der Mais nur Zwischenkultur ist. Daß der Entwicklungszustand der Pflanze zur Zeit des Befalls eine Rolle spielt, geht ebenfalls schon aus mehreren Beobachtungen hervor (Caffrey und Worthley 1922, Mader 1926, Zwölfer 1927, Caffrey und Worthley 1927).

Hase (1930) kommt auf Grund experimenteller Infektionsversuche zur Feststellung des innigen Verhältnisses zwischen Maispflanze und Zünsler: „Trocknen die anstehenden Maispflanzen im Jahr zeitig ein, so werden zwar nicht alle, aber doch ein guter Teil der noch fressenden Raupen veranlaßt, stengelabwärts zu wandern, um die tiefer sitzenden, mehr safthaltigen Pflanzenteile als Nahrung zu erfassen. Schon diese Tatsache läßt erkennen, wie sehr Raupen- und Pflanzenschicksal verknüpft sind. Vernachlässigt man diese Erscheinung, so wird unter Umständen ein ganz falsches Bild über die Massenhaftigkeit der auf einem Felde vorhandenen Raupen entstehen. Prüft man den Zustand von befallenen Maispflanzen genauer, so erhält man zugleich wertvolle Einblicke in das Verhalten und damit das Schicksal der Raupen. Es sei deshalb gleich hier auf folgende Beobachtung verwiesen. Die Länge der Bohrgänge richtet sich nach dem Saftreichtum und Nährwert des betreffenden Pflanzenteils. Je größer der Nährwert der Pflanzen, d. h. je frischer sie sind, desto kürzer sind die Gänge (im Durchschnitt ermittelten wir 4 cm); in trockenen Stengelteilen ist die Ganglänge im Mittel 20 cm, selbstverständlich sind Übergänge vorhanden."

Ich versuchte im Rahmen der Untersuchungen über die Epidemiologie des Maiszünslers, die ich im Auftrage der Biologischen Reichsanstalt in Rastatt (Baden) durchführte, die Lösung solcher Fragen experimentell in Angriff zu nehmen, und zunächst den Einfluß von Saatzeit, Pflanzweite und Düngung in größeren Feldversuchen im Zusammenhang mit den allgemeinen epidemiologischen Feststellungen zu untersuchen. Dabei schien es mir besonders wünschenswert, festzustellen, ob sich durch Variation dieser Faktoren etwa auch Abänderungen im Verlauf der Lebenweise oder wenigstens des Verhaltens der *Pyrausta*-Raupen innerhalb der Pflanzen würden feststellen lassen.

Meine Versuche wurden in den Jahren 1930 und 1931 in Rastatt durchgeführt, und zwar versuchte ich, den Einfluß von Saatzeit, Düngung und Pflanzweite in erster Linie experimentell sowohl auf den Verlauf einer Feldepidemie, wie auch auf das Verhalten der Raupen in der Pflanze nachzuweisen. Während Hase bei seinen Untersuchungen die Infektion experimentell vornahm, untersuchte ich den Verlauf der Spontaninfektion unter dem experimentell gewählten Bedingungen. Ich weise dabei gleich von vornherein darauf hin, daß die erst während zwei Jahren durchgeführten Untersuchungen keineswegs ein endgültiges Resultat ergeben können, dazu sind die Versuche, trotzdem für eine jede Parzelle ca. 2 a gewählt wurden, noch immer an zu geringem Material durchgeführt, zudem müssen solche Versuche jahrelang an derselben Stelle unter denselben Bedingungen angestellt werden, wenn sie absolut zuverlässige Zahlen ergeben sollen. Denn was wir in der Angewandten Zoologie so dringend für alle weiteren Untersuchungen nötig haben, sind durch Jahre hindurch fortgesetzte Beobachtungen gewonnene Zahlen, die erst in späterer Zeit die Grundlage für epidemiologische Berechnungen ergeben können. Es darf nach den erhaltenen Ergebnissen die Erwartung ausgesprochen werden, daß die Fortsetzung derartiger Versuche durch eine längere Reihe von Jahren die Kenntnisse der Epidemiologie des Zünslers wesentlich fördern werden. Schon allein deshalb müssen die Versuche längere Zeit hindurch weitergeführt werden, um den Einfluß der klimatischen Faktoren, die sich auch bei meinen Untersuchungen sehr geltend gemacht haben, im einzelnen kennen zu lernen, um bestimmte Erscheinungen als Folge des einen oder anderen Feldfaktors zu erkennen und sich gegen Fehlschlüsse zu sichern.

Die Versuchsanstellung.

In beiden Jahren (1930 und 1931) umfaßte das Versuchsfeld je 17,28 a. Das Gelände wurde von der Badischen Landwirtschaftskammer auf Feldern der Saatzuchtanstalt Rastatt zur Verfügung gestellt. Für die mannigfache Unterstützung bei der technischen Durchführung der Arbeiten möchte ich auch an dieser Stelle dem Leiter der Saatzuchtanstalt, Herrn Dr. Lieber, und dem unermüdlichen Saatzuchtinspektor, Herrn Steiner, bestens danken.

Die zur Verfügung stehende Fläche wurde zur Hälfte am 24. April, zur anderen Hälfte am 17. bezw. 12. Mai angesät. Auf jeder dieser Parzellen wurde der Mais zur Hälfte in Abständen von 60 × 30, zur anderen Hälfte im Abstand 60 × 60 gelegt. Jede dieser Parzellen wurde in 3 Teile geteilt, die je 27, 54 und 81 kg Kalkstickstoff erhielten, nachdem die gesamte Versuchsfläche eine gleichmäßige Grunddüngung von 3 dz Thomasmehl, 2 dz Kali und 1,5 dz Kalkstickstoff erhalten hatte. Auf diese Weise konnte zunächst der Einfluß des Stickstoffs untersucht werden, als der Faktor, der in erster Linie das Wachstum fördert. Man darf erwarten, daß inbesondere auch Versuche mit verschiedenen Mengen Kali und Phosphorsäure manche Hinweise auf das Verhalten der Raupen und den Verlauf der Epidermie geben werden!

Zur Flugzeit der *Pyrausta* waren in beiden Jahren die Unterschiede in der Wachstumsgeschwindigkeit der einzelnen Parzellen sehr deutlich, insbesondere machten sich die starken Stickstoffgaben sowohl in der Höhe der Pflanzen, wie, besonders in den weit gestellten Parzellen, in der Dicke der Maisstengel bemerkbar, doch traten, besonders im Jahre 1931 die Unterschiede erst im Verlauf der späteren Monate deutlicher hervor.

Von jeder Versuchsparzelle wurden aus der Mitte derselben, um den Einfluß der Feldränder auszuschalten, etwa 100 Pflanzen entnommen und sorgfältig untersucht.

Die Untersuchungen umfaßten bei den erntereifen Pflanzen die Zahl der vorhandenen Gänge, die Häufigkeit des Durchfraßes der Stengelknoten, den Befall der Kolben, der Kolbenanlagen, des Kolbenstieles, die Art des Kolbenbefalls, den Aufenthaltsort der noch in den Pflanzen vorhandenen Raupen, ihre Zahl, den Gesundheitszustand, die Zahl der befallenen Pflanzen usw.

Bei der Beurteilung der Schädigungen an den Pflanzen ist darauf Rücksicht zu nehmen, daß der bei der Ernte gefundene Schaden an den Pflanzen nicht von den im Herbst in den Pflanzen gefundenen Raupen angerichtet wurde, sondern daß die ursprünglich vorhandene Zahl der Raupen weit größer war, da ein Teil der Raupen bereits kurz nach dem Schlüpfen, ein anderer Teil später zugrunde geht, bezw. abwandert, und dann andere Pflanzen sekundär infiziert. Zu diesen Wanderungen während der Wachstumsperiode der Pflanzen treten dann noch solche zum Aufsuchen der Winterlager in den untersten Stengelgliedern, die recht häufig von außen angegangen werden.

Die Verhältnisse bei der Eiablage.

Die Flugzeit der Falter begann im Jahre 1930 am 20. Juni. Während derselben wurden bis zum 15. Juli in den Versuchsparzellen Eizählungen vorgenommen, zur Feststellung, ob sich in ihnen infolge der verschiedenen Düngung irgendwelche Unterschiede in der Belegung mit Eiern feststellen ließen. Dazu wurden die Gelege an je 100 Pflanzen gezählt und dabei die folgenden Zahlen gefunden.

Frühsaat am 24. April.

Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Zahl der Gelege	Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Zahl der Gelege
60 × 30	27	59	60 × 60	27	52
60 × 30	57	62	60 × 60	57	62
60 × 30	81	81	60 × 60	81	72
	Zusammen	203			Zusammen 186

Spätsaat am 17. Mai.

Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Zahl der Gelege	Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Zahl der Gelege
60 × 30	27	48	60 × 60	27	37
60 × 30	54	49	60 × 60	54	41
60 × 30	81	54	60 × 60	81	49
	Zusammen	151			Zusammen 127

Aus diesen Zahlen geht hervor, daß sowohl bei den Pflanzen der Frühsaat wie auch die der Spätsaat auf die enger gestellten Pflanzen mehr Eier abgelegt wurden, als auf die weiter gestellten, die Erhöhung des Stickstoffs führte bereits zu einer stärkeren Belegung mit Eiern.

Vergleicht man ohne Berücksichtigung von Pflanzweite und der verschiedenen Düngungen den Einfluß der Saatzeiten allein, so ist deutlich zu erkennen, daß die Frühsaat stärker mit Eiern belegt wurde, als die Spätsaat, denn auf den früh gesäten Parzellen fand ich auf 600 Pflanzen 389 Gelege, also 64,8 auf 100 Pflanzen, im Gegensatz zu 278 Gelegen auf den 600 Pflanzen der Spätsaat, also nur 46,3 Gelege pro 100 Pflanzen. Zur Zeit der Eiablage waren die Größenunterschiede der Pflanzen der beiden Saatzeiten deutlich zu sehen, und der Unterschied wurde in den ersten Wochen der Beobachtung noch deutlicher.

Der Versuch zeigte also, daß die Pflanzen, die zur Flugzeit am üppigsten stehen, die stärkste Gelegezahl aufwiesen, denn es fielen bei 27 kg N 49 Gelege, bei 54 kg N 53 und bei 81 kg N 64 Gelege auf 100 Pflanzen. Hinsichtlich der drei dem Versuch unterworfenen Faktoren ergaben sich also folgende Zahlen bezw. Belegungsstärken:

Enge Pflanzung : weite Pflanzung = 1 : 0,49,
Spätsaat: Frühsaat = 1 : 1,4,
Stickstoff 1 : 2 : 3 (27 : 54 : 81) = 1 : 1,09 : 1,3.

Weite Pflanzung drückte die Belegung auf etwa die Hälfte, Spätsaat auf etwa das eineinhalbfache, vermehrter Stickstoff erhöhte die Belegung um rund ein Drittel.

Beiläufig sei erwähnt, daß für die Unterschiede in der Belegung Einflüsse geringerer oder größerer Entfernung vom Infektionsherd nicht in Frage kamen.

Wie stark der Befall der einzelnen Versuchsparzellen nach dem Ausschlüpfen der Eier gewesen sein mag, ergibt sich aus der Berechnung

der Eizahlen unter Zugrundelegung einer durchschnittlichen Eizahl von 14 Eiern pro Gelege.

Frühsaat am 24. April.

Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Eizahl	Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Eizahl
60 × 30	27	885	60 × 60	27	780
60 × 30	54	945	60 × 60	54	810
60 × 30	91	1215	60 × 60	81	1081
	Zusammen	2045		Zusammen	2670

Spätsaat am 12. Mai.

Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Eizahl	Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Eizahl
60 × 30	27	720	60 × 60	27	558
60 × 30	54	735	60 × 60	54	615
60 × 30	81	810	60 × 60	81	735
	Zusammen	2265		Zusammen	1908

Die auf diese Weise erhaltenen Zahlen ergeben also Schwankungen der Belegung der Einzelpflanzen zwischen 5 und 12 Raupen. Diese Zusammenstellung, die die nach den Zählungen erhaltenen maximal möglichen Raupenzahlen ergibt, läßt wenigstens einigermaßen darauf schließen, wieviel Raupen während des Sommers bis zur Überwinterung verschwunden sind. Gefunden wurden bei den letzten Zählungen in 100 Pflanzen folgende Raupenmengen:

Frühsaat.

Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Raupen	Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Raupen
1	27	154	2	27	328
1	54	245	2	54	249
1	81	203	2	81	349

Spätsaat.

Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Raupen	Abstand der Pflanze	Stickstoff kg	Raupen
1	27	134	2	27	161
1	54	155	2	54	312
1	81	173	2	81	280

Insgesamt wurden also von gezählten 667 Gelegen mit mutmaßlich 10005 Eiern noch 2743 Raupen wiedergefunden. Das entspricht rund 27 % oder einem Verlust von etwa 73 % der ursprünglich vorhandenen Zahl.

Nach den Aufstellungen von Zwölfer gelangen von den im Freien in Rastatt abgelegten Eiern nur 50 % bis zum Schlüpfen der Jungraupen, und nur 8 % der abgelegten Eier bis zum überwinterungsreifen Zustand. Ein Vergleich dieser Daten mit den Ergebnissen der experimentellen Infektion, die Hase mit ausgesetzten Jungraupen anstellte, zeigt, daß die Verminderung der Raupen recht verschieden ist, denn Hase hat gezeigt, daß bei seinen Versuchen sich ein Verlust der ausgesetzten Raupen von 83 % ergab.

Diese Verschiedenheiten der Befunde dürften letzten Endes auf das Konto klimatischer Einflüsse zurückzuführen sein, deren Bedeutung nicht hoch genug angeschlagen werden kann. Jedenfalls zeigen die von mir erhaltenen Zahlen, daß die klimatischen Faktoren im Beobachtungsjahr für den Zünsler recht günstig waren.

Im Jahre 1931 waren derartige durchgehende Unterschiede während der Flugzeit der Falter hinsichtlich der Eiablage nicht festzustellen. Dies rührt daher, daß das Frühjahr 1931 ziemlich naß und kalt war, und daß infolgedessen die Maispflanzen beim Anfang der Flugzeit noch keine auffallenden Größenunterschiede aufwiesen. Die Pflanzen waren alle noch klein und maßen etwa 50—60 cm. Das Wachstum setzte erst später ein, als dauernd höhere Temperaturen auftraten. Gleichzeitig damit machten sich dann auch erheblichere Unterschiede in der Größe der Pflanzen in den einzelnen Parzellen bemerkbar.

Vergleichende Untersuchungen in weiteren zwei Feldern.

Um einen Überblick über die entsprechenden Verhältnisse in 3 gewöhnlichen Maisfeldern der nächsten Umgebung der Versuchsparzellen zu erhalten, wurden folgende Vergleichszählungen vorgenommen:

Feld 1, Rastatt, Versuchsgut, Schlag 3, Zählung letzte Septemberwoche 1930.

Von 1807 kontrollierten Pflanzen sind 1120 = 63 % befallen.

Von diesen befallenen Pflanzen wurden 300 ganze Pflanzen ausgewählt und untersucht.

Die durchschnittliche Ganglänge betrug 55,1 mm, mit 185 Raupen in 100 Pflanzen.

Dieselben Zählungen wurden noch in einem 2. Maisfeld des Versuchsgutes in Rastatt vorgenommen. Der Mais in diesem Feld stand erheblich schlechter als der des vorigen, da der Boden dieses Feldes im allgemeinen trockener ist. Der Befall dieses Feldes war kurz vor der Ernte ca. 90 % der Pflanzen. Dieser hohe Befall ist darauf zurückzuführen, daß das

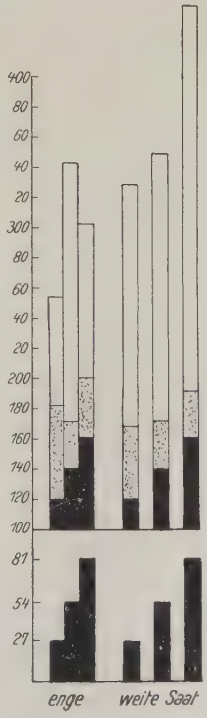


Abb. 1.
Einfluß von Saatzeit, Pflanzweite und Düngung auf den Befall.

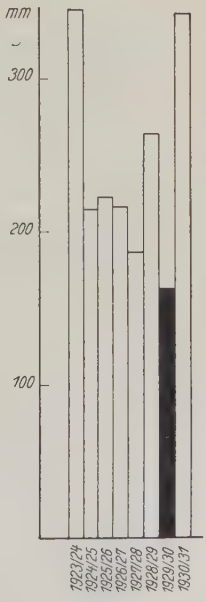


Abb. 2.
Summe der Regenfälle in den Monaten Oktober bis Januar 1923—1930.

Feld neben dem Mais des vorhergehenden Jahres stand, dessen Stroh untergepflügt worden war, da man glaubte, die Kosten der Entfernung des Strohes nicht tragen zu können. Die Befallstärke in diesem Feld nahm von der Infektionsseite gegen die andere Seite zu ständig ab, ein Beweis dafür, wie groß die Rolle der Nähe des Infektionsherdes ist.

Die Untersuchung von 300 Pflanzen dieses Feldes ergab folgendes:

Die Einzelganglänge in diesem Feld betrug im Durchschnitt 46,7 mm. Dieselbe ist also wesentlich kleiner als die Durchschnittslänge der Gänge im ersten Vergleichsfeld, ein Umstand, der mit ziemlicher Sicherheit auf den schlechteren Bestand zurückzuführen ist, wie aus den Versuchen hervorgeht.

Die Resultate des Versuchs 1930.

1. Werden Düngung und Saatzeit nicht berücksichtigt, so ergeben sich: für die Pflanzweite eine durchschnittliche Ganglänge von
   49 mm in den Parzellen der Pflanzweite 60 × 30,
   50 mm in den Parzellen der Pflanzweite 60 × 60.
   Die Pflanzweite übte also keinen Einfluß auf die Ganglängen aus.
2. Berücksichtigt man die Saatzeiten allein, so ergeben sich für die Saatzeit 24. April durchschnittlich 52 mm Ganglänge,
   Saatzeit 17. Mai durchschnittlich 46 mm Ganglänge.
   Die Fraßgänge in den spät gedrillten Pflanzen sind also durchweg kürzer.
3. Werden nur die Düngergaben allein berücksichtigt, so erhält man für 27 kg Natronsalpeter 54 mm Ganglänge,
   54 kg Natronsalpeter 62 mm Ganglänge,
   81 kg Natronsalpeter 59 mm Ganglänge.
   Bei steigender Düngergabe ist also ein deutlicher Anstieg der Ganglänge festzustellen.
4. Von besonderem Interesse war ferner die Feststellung etwaiger Unterschiede der Raupenzahlen bei der Überwinterung in den verschieden behandelten Parzellen:
   In den Parzellen der Frühsaat werden gefunden 244 Raupen,
   In den Parzellen der Spätsaat werden gefunden 173 Raupen.
   Die Frühsaat führte, wie oben bereits ausgeführt, zur stärkeren Belegung mit Eiern, die sich noch durch eine größere Raupenzahl im Herbst kundgibt.
   Die Pflanzweite zeigte hinsichtlich der Raupenzahlen im Herbst keine besonderen Unterschiede, die enge Pflanzweite zeigte 262, die weitere dagegen 255 Raupen.
   Hinsichtlich der Düngung zeigen sich folgende Ergebnisse:
   bei 27 kg Natronsalpeter werden gefunden 222 Raupen,
   bei 54 kg Natronsalpeter werden gefunden 232 Raupen,
   bei 81 kg Natronsalpeter werden gefunden 295 Raupen.

Die Erhöhung des Stickstoffs zeigte also eine deutliche Vermehrung der Raupen.

5. Vergleicht man noch die Zahlen der zur Erntezeit in den verschiedenen Teilen der Pflanzen sich befindenden Raupen, so zeigt sich, daß in den Raupen der Frühsaat sich nur 1,5% der überwinternden Raupen noch in den oberen Stengelteilen befinden, während sich in den Pflanzen der noch nicht so gut ausgereiften Pflanzen der Spätsaat noch 5% der Raupen im Stroh befinden.

6. Eine weitere interessante Zusammenstellung ist die der Kolbenbeschädigungen beim früh- und beim spät gedrillten Mais:
Die Kolbenbeschädigungen beim früh gedrillten Mais sind auf 610 Kolben 730 Beschädigungen von Kolben, Stiel und Anlagen.
Die Kolbenbeschädigungen beim spät gedrillten Mais sind dagegen auf 611 Kolben nur 481 Beschädigungen an Kolben, Stielen und Anlagen.

Die Frühsaat führte also zu einer ungleich stärkeren Schädigung der Ernte als die Spätsaat.

Setzt man etwa die Schadensberechnung nach Kunicke für die gefundenen Beschädigungen ein, so erhält man für die

Frühsaat 24. April.

27 kg N 21,9%	54 kg N 28,1%	81 kg N 39,5%	(60 × 30)
21,9%	33,2%	30,4%	(60 × 60)

Spätsaat 17. Mai.

27 kg N 25,4%	54 kg N 14,8%	81 kg N 27,1%	(60 × 30)
15,3%	30,0%	42,2%	(60 × 60)

Aus dieser Aufstellung ergibt sich eine deutliche Steigerung des Schadens nach 2 Richtungen:

Der absolute Schaden wird vergrößert durch Frühsaat und steigenden Stickstoff, wenn sowohl Frühsaat als auch Spätsaat zur Verfügung stehen. Es darf aus diesen Untersuchungen jedoch nicht der Schluß gezogen werden, daß Spätsaat einen Schutz gegen den Zünsler darstellt, wenn sie allgemein durchgeführt wird. Vermutlich werden sich dann bei allgemein durchgeführter Spätsaat einzelne Falter dazu verstehen, andere Pflanzen, als den gewohnten Mais anzugehen. Jedenfalls aber zeigten die Versuche des Jahres 1930, daß enge Beziehungen zwischen dem Zünsler und den drei unter Versuch gestellten Faktoren Saatzeit, Pflanzweite und Düngergaben bestehen, die sich bis auf das Verhalten der Raupen in der Pflanze erstrecken.

Die Versuche des Jahres 1931.

Im Jahre 1931 wurden die Versuche in derselben Weise durchgeführt wie 1930. Grunddüngung, zusätzliche Stickstoffgaben waren dieselben, auch die Pflanzweite. Die Saatzeiten unterschieden sich nur unwesentlich von denen des Vorjahres. Die Frühsaat fand statt am 24. April, die Spätsaat dagegen war einige Tage früher als 1930, am 12. Mai.

Aus technischen Gründen wurden die Untersuchungen im Vergleich zum Vorjahr etwas eingeschränkt und nur die wichtigsten Untersuchungen vorgenommen.

Die Pflanzen wurden wieder aus der Mitte der Versuchsparzellen entnommen und sorgfältig aufgeschnitten, wobei mir meine Assistenten, Herr Diplomlandwirt Kramer und Herr Diplomlandwirt Jordy wertvolle Hilfe leisteten. Frühsaat führte zu stärkerem Befall als die Spätsaat. Mit steigenden Stickstoffgaben erhöht sich der Befall, bezw. die Raupenzahlen. Die weit gestellten Pflanzen wiesen 1931 einen höheren Raupenbestand auf, als die eng gestellten. Auch im Jahre 1931 zeigte sich die durchschnittliche Ganglänge durch erhöhte Stickstoffzufuhr vergrößert. Die Versuche haben also in 2 Jahren gezeigt, daß tatsächlich recht enge Beziehungen zwischen dem Befall und den unter Versuch gestellten Faktoren Saatzeit, Pflanzweite und Düngung beim Maiszünsler bestehen. Diese Beziehungen werden aller Wahrscheinlichkeit nach jährlich stark modifiziert durch die klimatischen Faktoren, die sich insofern geltend machen können, als ein besonders gearteter Befall unter bestimmten klimatischen Voraussetzungen erfolgen kann. Insbesondere werden davon die schießenden männlichen Blütenstände betroffen, wenn die Eiablage gerade zur Zeit erfolgt, in der diese kurz vor der Entwicklung stehen, andererseits erfolgt eine besondere Schädigung — Abbruch derselben — wenn der Befall etwas später eintritt, oder aber es werden verhältnismäßig zahlreiche in der Entwicklung begriffene Kolben befallen, falls die Kolbenanlagen zur Befallszeit eine bestimmte Größe erreicht haben.

Alle diese Verhältnisse bedürfen noch eingehender Untersuchungen, da sie den Befall modifizieren, doch ist hierfür Voraussetzung, daß die Wachstumsverhältnisse der Maispflanze im Befallsgebiet Rastatt sowie die Entwicklung des Maiszünslers in ihrer gegenseitigen Abhängigkeit von den klimatischen Faktoren Jahre hindurch untersucht werden.

Die klimatischen Faktoren während der Monate April bis Mai in den Jahren 1930 und 1931 zeigen folgende Unterschiede:

		Durchschnitts-temperatur		Regenfälle mm	Sonnenscheindauer Stunden
1930	April	10,25		113,4	105
	Mai	12,85		128,4	145
	Juni	19,77		108,5	261
Durchschnittstemperatur		14,29	Zusammen	**350,3**	511
1931	April	7,9		83,2	128
	Mai	16,7		164,5	227
	Juni	19,3		82,3	224
Durchschnittstemperatur		14,63	Zusammen	**320,1**	579

Die Tabelle zeigt, daß die Temperaturunterschiede in der Hauptsache darauf beruhen, daß der Mai 1930 wesentlich wärmer war als der Mai 1929, daß gleichzeitig der Mai 1931 viel regenreicher war als der des Vorjahres, daß insbesondere die Sonnenscheindauer in den 3 Monaten sich bedeutend unterschied. Insbesondere zeigt der Juni 1931 erheblich weniger Niederschläge als derselbe Monat des Vorjahres. Diese Unterschiede machten sich auf die Pflanzen, wie erwähnt, dadurch geltend, daß der Mais 1931 noch viel niederer war als zur selben Zeit 1930, als die Zünsler mit der Eiablage begannen. Daher kam es, daß im Jahre 1931 eine viel geringere Anzahl der Kolbenanlagen befallen war als im Jahre 1930.

Im Jahre 1931 zeigten sich an 6200 Pflanzen 252 Kolbenanlagen durch Zünslerfraß beschädigt = 21 %, auf die Pflanzenzahl bezogen, während im Jahre 1930 353 Kolbenanlagen = 29,4 % befallen und infolgedessen nicht völlig ausgebildet waren; da weder bei der verschiedenen Pflanzweite noch bei der verschiedenen Düngung wesentliche Unterschiede im Befall der Kolbenanlagen festzustellen waren, und andererseits die Saatzeiten beinahe gleich waren, können diese Unterschiede nur auf die Verschiedenheiten der klimatischen Faktoren, und zwar infolge deren Einwirkung auf die Pflanze zurückzuführen sein.

Unterschiede hinsichtlich der abgebrochenen männlichen Blüten waren zu Ende der Vegetationszeit bei dem allgemein starken Befall in Rastatt in den beiden Jahren nicht mit Sicherheit festzustellen. Man wird nicht fehl gehen, wenn man diese Gleichartigkeit darauf zurückführt, daß die Pflanzen während der Vegetationszeit etwa dieselben Regenmengen erhielten:

Regen April bis September 1930 = 750,7 mm,
Regen April bis September 1931 = 745,4 mm.

Daß die Witterungsverhältnisse im allgemeinen für das Zustandekommen der Zünslerepidemie von recht großer Bedeutung sind, ist bekannt und es soll im folgenden nur insoweit darauf eingegangen werden, als sich durch die Beobachtungen, die ich in Baden in den Jahren 1929 bis 1931 anstellen konnte, Ergänzungen zu den bisher bekannten ergeben. Diese Untersuchungen erstreckten sich hauptsächlich auf den Einfluß der Witterung während der Flugperiode und zweitens auf die Besonderheiten der klimatischen Faktoren während der Überwinterung unter den natürlichen Bedingungen im kompostierten Maisstroh.

Über die Überwinterung von Pyrausta nub. unter Feldbedingungen.

In unseren Breiten, in denen die Entwicklungszyklen der Pflanzenschädlinge weitgehend jahreszeitlich begrenzt sind, spielt für die Epidemiologie der meisten Schadinsekten die Art und Weise der Überwinterung eine entscheidende Rolle für den Verlauf der jährlichen Epidemie. Ganz abgesehen davon, daß die überwinternden Entwicklungsstände das Auftreten der eigentlichen Schadform zeitlich bestimmen, sind die Überwinterungsformen, besonders die im Boden überwinternden, so an den Ort gebunden, daß die ökologischen Bedingungen der allernächsten Umgebung für sie von viel größerer Wichtigkeit sind, als für die beweglicheren oder sich rascher verändernden Formen der übrigen Jahreszeiten. Vielfach richtet sich daher die Bekämpfung gerade gegen die Überwinterungsform, sei es durch mechanische Umgestaltung und dadurch physikalische Veränderung des Überwinterungsortes, sei es durch Schaffung möglichst schlechter Aufenthaltsbedingungen, um die Mortalität während der Wintermonate auf ein Maximum zu bringen, wenn nicht direkte chemische Vernichtung anzuwenden möglich ist.

Es braucht nicht weiter auseinandergesetzt zu werden, daß etwa beim Maiszünsler, dessen Raupe in den untersten Stengelteilen unter normalen Bedingungen überwintert, ebenso wie bei vielen anderen geschützt überwinternden Formen der Einfluß der äußeren, insbesondere der klimatischen Faktoren, sich erst sekundär auf das Überwinterungsstadium, primär dagegen auf den Pflanzenteil selbst, in dem die Überwinterung stattfindet, geltend macht.

Dieser Umstand gewinnt gerade dann entscheidende Bedeutung, wenn etwa, wie Zwölfer dies vorgeschlagen hat, die Kompostierung des Maisstrohes als Bekämpfungsmittel verwendet werden soll. Denn die Wirksamkeit dieser Methode ist naturgemäß abhängig von dem Verlauf des Strohzerfalls.

Dieser geht unter dem Einfluß zahlreicher, vielfach anaerobiotisch lebender Bakterienformen um so rascher vonstatten, je höher die Außentemperaturen sind, unter Einhaltung eines gewissen Druckes, der wesentlich ist für das Austreten der Zellflüssigkeit aus den zerstörten Zellen, und den möglichst hohen Luftabschluß. Unter den hierbei eintretenden Gärungsprozessen, deren Schilderung nicht hierher gehört, kommt es zum Gewebszerfall und infolge der Zersetzung der verschiedenen organischen Substanzen zur immer stärkeren Durchtränkung des Materials mit Wasser, Buttersäure usw., die ihrerseits wieder auf die von den zerfallenden Pflanzenstengeln geschützten Zünslerraupen einwirken.

Optimale Überwinterungsverhältnisse für die Zünslerraupe scheinen vorzuliegen, wenn die Stengelstöcke, in denen die Raupen überwintern, an der Luft langsam trocknen. Untere diesen Umständen ist von einem schädigenden Einfluß der Winterkälte, selbst wenn sie außen hohe Grade erreicht, so gut wie nichts zu merken. Darauf haben be-

reits Zwölfer und Hase aufmerksam gemacht. Hase hat z. B. beobachtet, daß Zünslerraupen steif frieren können, aber bei langsamem Auftauen sich regulär weiter entwickeln. Andererseits zeigte Zwölfer bei seinen praktischen Bekämpfungsversuchen, die zur Empfehlung des „modifizierten Kompostierungsverfahrens" führten, daß die Raupen unter gewissen, von Zwölfer nicht näher beschriebenen Verhältnissen ihre Winterlager im Maisstroh, wenn sie durchfeuchtet werden, verlassen und sich nach oben wenden, wo sie in auf dem kompostierten Maisstroh ausgebreitetem Kartoffelstroh sich einnisten und mit diesem im Frühjahr leicht verbrannt werden können.

Aus diesen Ausführungen geht hervor, daß Temperatur, Feuchtigkeit und Druck bei der Kompostierung des Maisstrohes von entscheidendem Einfluß zur Zünslervernichtung werden müssen. Während der Druck durch die Höhe der Komposthaufen jederzeit leicht erhöht werden kann, ist die Temperatur und der durch sie bedingte raschere oder langsamere Verlauf der Gärungserscheinungen, die zur Flüssigkeitsansammlung führen, weitgehend abhängig von der Außentemperatur und dem Regen, von der Sonnenscheindauer, von Frosthäufigkeit und den Winden, die ihrerseits durch Austrocknung, bezw. wiederholte Durchfeuchtung und Auftauen den Zerfall des Strohes beschleunigen oder verlangsamen.

Ich wurde zu diesen Überlegungen veranlaßt, als ich im Winter 1929/1930 in Rastatt versuchte, nach dem Vorgehen von Zwölfer, die überwinternden Zünslerraupen durch Anlegen von Komposthaufen mit darüberliegendem Kartoffelstroh durchzuführen, und dabei feststellen mußte, daß das Verfahren nicht den gewünschten Erfolg hatte, weil die überwinternden Raupen im Maisstroh blieben und nur ganz wenige in das aufliegende Kartoffelstroh übergingen.

Diese Abweichungen von den Beobachtungen Zwölfers finden sofort ihre Erklärung, wenn man die meteorologischen Daten der Überwinterungsperioden der verschiedenen Jahre vergleicht. Sie machten sich bei folgenden Untersuchungen bemerkbar (Tafel 2):

Versuch im hohen Komposthaufen.

Das Maisstroh wurde gleich nach der Ernte 1929 in der Kiesgrube des Lehr- und Versuchsgutes Rastatt auf etwa 4 m hohe Haufen gesetzt und in bestimmten Zwischenräumen auf Raupen untersucht. Auf das Stroh wurde Kartoffelstroh gefahren und dasselbe gleichzeitig auf Raupen untersucht.

Diese Zählungen hatten folgendes Ergebnis:

1. Zählung am 16. Januar 1930.

In einem Korb Kartoffelstroh 5 Raupen, in den darunter liegenden ziemlich trockenen Strohschichten werden 500 Pflanzen untersucht und 27 Raupen gefunden. Unter diesen in 500 ganz nassen Stengeln 177 Raupen gefunden.

24. Februar 1930.

In 800 oberflächlich liegenden Stengeln, die ziemlich trocken sind, werden keine Raupen gefunden. Stengel nicht zersplittert oder zerfressen.

In 800 tief darunter liegenden, ganz nassen Stengeln werden 118 Raupen gefunden.

Gleichzeitig hatte ich, zu anderen Untersuchungen, das Maisstroh von je 1 bis zu 2 a auf Haufen legen lassen, um diese in gewissen Zeitabständen in derselben Weise auf Raupen zu untersuchen.

9. Januar 1930.

In den Pflanzen von 1 a in 200 nassen, unten im Haufen liegenden Pflanzen 85 Raupen gefunden; in den oberen, trocken liegenden, keine.

12. Januar 1930.

In den Pflanzen von 1 a (400) 83 lebende Raupen in den unteren, nassen Stengeln; in den oberen, keine.

10. Februar 1930.

In den unteren nassen Schichten des Strohes von 1 a (400 Pflanzen) werden 98 Raupen gefunden; in den oberen, trockenen 16.

25. März 1930.

Im Haufen von 1 a werden 75 Raupen, 2 Mikrogaster und 2 tote Raupen gefunden. Die Raupen befinden sich alle in den ganz nassen Strohteilen.

26. März 1930.

Im Stroh von 2 a werden gefunden: 173 lebende Raupen, 7 tote Raupen, 6 Mikrogaster. Raupen in dem unteren, nassen Stroh.

6. April 1930.

Im Stroh von 3 a finden sich in den oberen Schichten 54 Raupen, in den unteren, ganz nassen dagegen 119 lebende, 9 tote, 7 Mikrogaster.

Im Durchschnitt wurden also in diesen Monaten im Stroh pro Ar ca. 88 lebende Raupen gefunden. Nach den Feststellungen bei der Ernte befanden sich im Stroh von 1 a etwa 200 lebende Raupen. Es sind daher unter den gewählten Verhältnissen etwa 44 % verschwunden. Im Winter 1929/30 haben sich die Raupen also anders verhalten, als man erwarten durfte. Im Winter 1930/31 beabsichtigte ich, dieselben Versuche zu wiederholen. Der Versuch scheiterte aber daran, daß eines Tages die Versuchsmaishaufen von 1 a abgebrannt waren, ebenso die Oberfläche der Komposthaufen!

Wie verhalten sich nun die klimatischen Verhältnisse in den Überwinterungsmonaten?

Sonnenscheindauer während der Überwinterung.

Monat	1925	1926	1927	1928	1929	1930
Oktober	160	101	110	113	75	77,5
November . . .	39	106	87	19	32	53
Dezember . . .	45	35	53	34	35	37

Monat	1926	1927	1928	1929	1930	1931
Januar	58	57	82	115	166	57
Februar	97	91	115	122	72	65
März	128	105	121	140	111	159
April	78	75	121	107	165	128
Mai	175	166	189	171	145	227
Oktober bis Januar	322	299	312	232	199	188,5
Zusammen	**800**	716	858	772	**629**	746,5

Der Winter 1929/30 hatte also die geringste Sonnenscheindauer. Die Sonnenscheindauer ist erheblich geringer als zur Zeit der Untersuchungen von Zwölfer 1925/26.

Besonders deutlich werden die Unterschiede in den einzelnen Überwinterungsperioden beim Vergleich der Niederschlagsmengen, wie die folgende Tabelle zeigt:

Tabelle der Niederschlagsmengen in Rastatt während der Überwinterungsperiode 1923/24 bis 1930/31.

Monat	1923	1924	1925	1926	1927	1928	1929	1930
Oktober . .	175,0	71,5	33,9	137,0	16,0	91,0	84,0	163,3
November .	98,0	114,0	53,0	35,0	118,0	107,0	51,0	138,4
Dezember .	82,0	40,0	136,0	44,0	52,0	66,0	28,0	51,5
Zusammen	**345,0**	215,5	**222,9**	216,0	186,0	264,0	**163,0**	**343,2**

Auch die weiteren Überwinterungsmonate zeichnen sich durch starke Schwankungen der Niederschläge während der Überwinterung aus:

Monat	1924	1925	1926	1927	1928	1929	1930	1931
Januar . . .	32,5	66,5	33,0	42,5	48,0	13,0	70,7	166,2
Februar . .	20,0	42,5	86,0	62,0	60,0	13,0	28,2	47,1
März . . .	54,0	54,5	44,5	80,0	22,2	3,5	68,5	25,8
April . . .	100,0	73,0	44,0	122,0	73,5	54,0	113,0	83,3
Mai . . .	99,5	44,0	137,0	90,0	49,0	46,0	128,4	164,6
Zusammen	651,5	506,0	566,5	612,5	579,5	393,5	308,0	487,9

Diese Zusammenstellung zeigt, daß die Niederschlagsmengen während der Wintermonate 1929/30, insbesondere in den Monaten Oktober bis Januar, wesentlich geringer waren als in den Jahren vorher. Die Folge davon ist, daß das kompostierte Maisstroh trockener war als sonst und nicht den Grad von Nässe erreicht hat, der die Raupen zur Auswanderung veranlaßt hätte.

Daraus ergibt sich, daß die Kompostierung des Maisstrohes und die Überdeckung der Komposthaufen mit Kartoffelstroh nicht allgemein zum Erfolg führen muß, sondern nur dann wirksam sein kann, wenn bestimmte, bisher nicht näher bekannte Feuchtigkeitsverhältnisse in den Komposthaufen

eingetreten sind. Wie im einzelnen die hierfür nötigen Voraussetzungen sind, konnte leider infolge des Fehlens der hierzu nötigen Instrumente nicht untersucht werden und soll einer späteren Arbeit vorbehalten bleiben.

Die Abhängigkeit des Falterflugs von der Witterung.

Im Jahr 1930 hatte ich Gelegenheit, in einem der großen Maisfelder des Versuchsgutes Rastatt einen Thermohygrographen aufzustellen und so das Mikroklima innerhalb des Maisfeldes selbst zu messen.

Die Aufstellung erfolgte so, daß ich das Instrument auf eine etwa 50 cm hohe Kiste mitten zwischen den Pflanzen aufstellte und gegen direkte Bestrahlung und Regen durch einen Holzdeckel schützte. Die Temperaturkurven zeigen, daß die Höchsttemperaturen zwischen

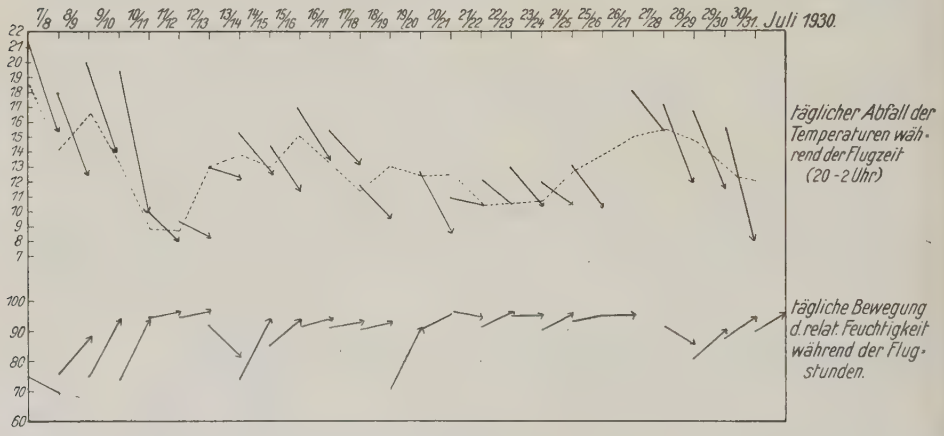


Abb. 3.
Bewegungen von Temperatur und relativer Feuchtigkeit während der Flugzeit (20—2 Uhr) im Juli 1930. (Mikroklima. Thermo-Hygrograph zwischen den Pflanzen.)

den Pflanzen nicht zur Zeit der stärksten Bestrahlung in den Mittagsstunden erreicht werden, sondern im allgemeinen gegen 16 Uhr. Dann erfolgt ein rasches Absinken, in der Weise, daß die tiefste Temperatur um 6 Uhr morgens erreicht wird. Das Absinken der Temperatur geht besonders rasch mit eintretender Dämmerung vor sich, etwa um die Zeit, wenn die Falter den Flug beginnen. Dieses Zusammentreffen zwischen dem Steilabfall der Temperatur und dem Anfang des Falterflugs ist so regelmäßig, daß man zu der Überzeugung kommt, daß die beiden Erscheinungen ursächlich miteinander in Verbindung stehen, in der Weise, daß die Falter durch das rasche Absinken der Temperatur zum Flug veranlaßt werden.

Die Luftfeuchtigkeit ist innerhalb des Maisfeldes tagsüber stärkeren Schwankungen ausgesetzt, die ihren niedrigsten Stand etwa gegen 16 Uhr erreichen, dann aber nimmt die Luftfeuchtigkeit rasch zu, und beträgt während der Hauptflugzeiten meist mehr als 90 %.

Die jeweilige tägliche Dauer des Falterfluges wird bedingt durch die Geschwindigkeit, mit welcher die Temperatur, die beim Beginn des

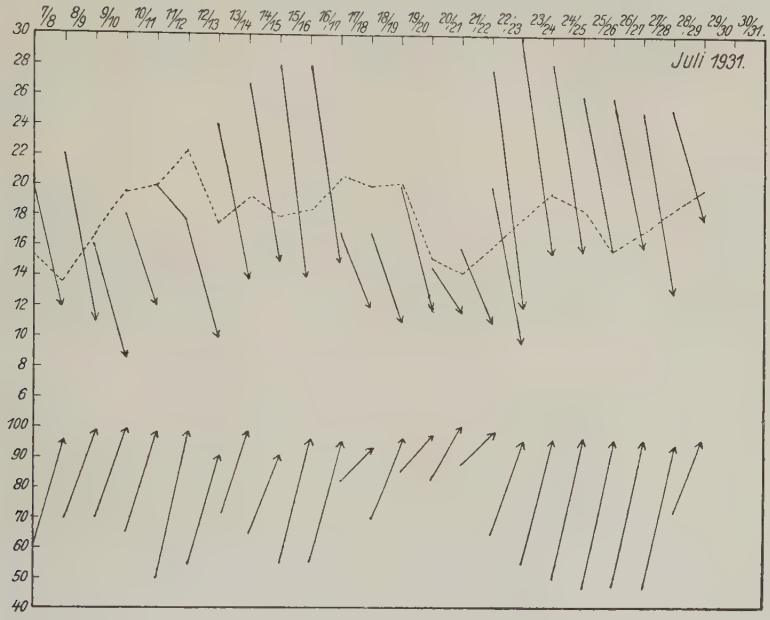


Abb. 4.
Bewegungen von Temperatur und relativer Feuchtigkeit während der Flugzeit (20—2 Uhr) im Juli 1931. (Mikroklima.)

Fluges herrschte, unter 15° fällt. Unter besonders günstigen Verhältnissen kann man Falter bis gegen die Morgendämmerung fliegen sehen (7., 8., 9. August 1930, 28. und 29. Juli 1931).

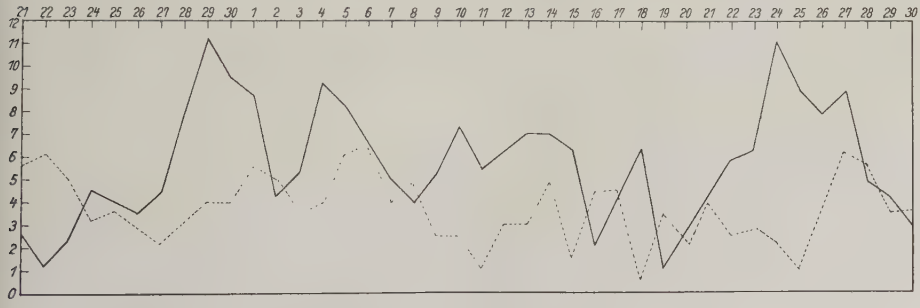


Abb. 5.
Kurven der Differenzen von Temperatur und Taupunkt während der Flugzeiten. (21. Juni bis 30. Juli) 1930 und 1934. (20—2 Uhr.)

Steigerungen in der täglichen Eiablage werden durch zwei Ursachen bedingt. Erstens durch die bereits von Z w ö l f e r erkannten optimalen Bedingungen, zweitens von der Zahl der vorhandenen Falter, bezw. von deren Schlüpftermin, der seinerseits wieder weitgehend abhängig ist von den durch den Ort der Überwinterung gegebenen Temperatur-

verhältnissen. Da die Zahl der Falter vom ersten Schlüpftermin ab bis zu einem gewissen Zeitpunkt zunimmt, dann aber wieder abnimmt, muß auch die Zahl der täglich abgelegten Eier unter gleichbleibenden äußeren Verhältnissen zuerst ansteigen, dann langsam abfallen. Nun sind die täglichen Temperaturschwankungen — und, abhängig von ihnen — die täglichen Schwankungen der relativen Luftfeuchtigkeit innerhalb des Maisfeldes selbst sehr stark, und sogar, wie ich mich bei Gelegentlichen Beobachtungen im Juli 1929 in Rastatt überzeugen konnte, innerhalb eines Feldes örtlich verschieden.

Diese Verschiedenheit kann so groß werden, daß sie sich unter gewissen Voraussetzungen auch im Befall, bezw. in der Belegung der Pflanzen mit Eiern geltend machen kann. Dafür bieten Verhältnisse, wie ich sie in der Umgebung von Breisach am Kaiserstuhl fand, recht gute Beispiele:

Sowohl im Jahre 1929, wie in den Jahren 1930 und 1931 beobachtete ich, daß bei Hochstetten Maisfelder, die in der Niederung, in der nächsten Nähe des Rheinwaldes liegen, und infolge der Nähe des Stromes häufigen Sommernebeln ausgesetzt sind, einen viel schwächeren Befall zeigen, als die nur wenige Meter entfernten, höher gelegenen Felder, die von den ersteren zum Teil nur durch die Straße Breisach—Hochstetten—Freiburg, die auf dem Hochufer liegt, getrennt sind. So konnte ich regelmäßig feststellen, daß der Befall der unteren Felder ca. 40 %, der der höher gelegenen dagegen bis über 80 % betrug. Ähnliche Unterschiede im Befall zeigte ein Feld in Rastatt, dessen Südende öfter im Sommernebel lag während der Flugzeit; während in den nebelfreien Teilen des Feldes die Falter lebhaft flogen, fand in den nebeligen Teilen fast kein Flug statt.

Aus diesen Beobachtungen ergibt sich, daß der Taupunkt für die Stärke der Infektion, bezw. für die Stärke der Belegung der Pflanzen mit Eiern eine gewisse Rolle spielt, die um so wichtiger ist, je häufiger während der Flugzeit in den Feldern der Taupunkt erreicht wird.

Je größer die Differenz zwischen Taupunkt und Temperatur in einem Feld ist, um so günstiger liegen die Verhältnisse für den Falterflug und die Eiablage dann, wenn die Temperatur höher ist als 16°. Infolgedessen erhält man ein annäherndes Bild der für das Zustandekommen des Fluges günstigen Bedingungen bei der Aufzeichnung der Differenzen zwischen Temperatur und Taupunkt innerhalb der Felder.

Die für Rastatt optimale Differenz beträgt etwa 5,5° C. Die Aufzeichnungen der Kurventafel zeigen, daß dieses Optimum im Jahre 1930 fast nie erreicht wurde, daß dagegen im Jahre 1931 etwa $^2/_3$ des Monats Juli während der Flugzeit im Optimum lagen.

Durch Zuhilfenahme dieser Temperaturtaupunktsdifferenz gelingt es somit leicht, einen Überblick

über die tägliche Bewegung der Eiablage zu gewinnen. Es liegt sehr nahe, daß ähnliche Kurven für einen großen Teil unserer Schädlinge, insbesondere auch für die Verhältnisse im Forst, manche wertvollen Hinweise bringen werden, nicht nur für die Verhältnisse bei der Eiablage allein, sondern für die Fraßstärke und andere, für die Bekämpfung wichtigen Vorgänge.

Über den Einfluß von Windrichtung, Infektionsherd und Fruchtfolge.

Die Entfernung des Hauptinfektionsherdes und seine Lage zur Hauptwindrichtung während der Flugzeit ist insbesondere für kleinere, umschlossene Anbaugebiete von großer Bedeutung, wie im folgenden im einzelnen auseinandergesetzt werden soll.

Ein unter Kontrolle stehendes Maisfeld des Versuchsgutes Rastatt von 6 ha Größe lag im Jahre 1929 an der Ostseite eines Mischwaldes; ein anderes, etwa 300 m von diesem entferntes Feld lag angelehnt an eine Kiesgrube, in der, wie in den Jahren zuvor, das Maisstroh nach tiefem Abstechen zusammengefahren und kompostiert worden war, wo es im folgenden Frühjahr verbrannt werden sollte.

In den ersten Julitagen 1929 beobachtete ich, wie sich von dieser „Vernichtungsstelle" der Raupen massenhaft Falter in das daneben liegende Feld begaben; doch konnte ihr Flug in den meisten Fällen nicht weit verfolgt werden, da sie alsbald zwischen den Pflanzen verschwanden. Bei den späteren Kontrollen zeigte sich dann, daß in der Nähe der Kiesgrube 85 % der Pflanzen infiziert waren, während die Infektion am anderen Ende des Feldes auf 40 % zurückging. An der Seite der Kiesgrube waren am 15. August von 2500 untersuchten Pflanzen 2125 befallen, während am anderen Ende nur 1014 Pflanzen befallen waren. Nebenbei bemerkt, zeigt diese Differenz, wie wichtig es ist, bei der Feststellung von Schädigungen stets große Pflanzenmengen zu zählen und die ganzen Felder zu berücksichtigen!

Das am Waldrand gelegene, zuerst genannte Feld wies dagegen einen Befall von nur 20 % auf. Das neben dem Infektionsherd gelegene Feld hatte also die Hauptmasse der Falter aufgenommen, während das von ihm 300 m entfernte Feld lange nicht so stark beflogen worden war. Die Zahl der im „Waldmaisfeld" in den Stoppeln zur Überwinterung kommenden Raupen war daher so gering, daß die Gutsverwaltung beschloß, das Stroh unterzupflügen, weil die Kosten der Säuberung für das Versuchsgut nicht tragbar seien. Die Ernte hatte man im Akkordlohn eingebracht; von einem sauberen Zustand des Feldes konnte also keine Rede sein. Das Stroh wurde daher mit der Scheibenegge zerschnitten und danach untergepflügt.

Auf diese Weise wurde ein Infektionsherd geschaffen, dessen Auswirkung im Jahre 1930 sehr instruktive Aufschlüsse über die Feldinfektion und deren Zustandekommen schuf.

Es traf sich besonders günstig, daß das neue Maisfeld im Jahre 1930 neben das alte zu stehen kam, dessen Stroh — nach 20 % Feldbefall — untergepflügt worden war.

Von Ende Juni 1930 ab konnte nun das Fortschreiten der Infektion des neuen Feldes sehr genau verfolgt werden. Auf dem früheren Maisfeld stand Gerste. Jeden Abend, während der Flugzeit, wurden die aus der Gerste auffliegenden Falter beobachtet, und ihr Flug in das hart daneben liegende Maisfeld verfolgt. Der Flug begann am 21. Juni. Am 26. Juni, einem schwülen Abend, flogen die Zünsler besonders stark, und am 27. Juni wurden die ersten Gelege gefunden, auf 100 Pflanzen 12 Gelege. Am 1. Juli schlüpften anscheinend besonders viele Falter aus, denn der Flug aus dem Gerstenfeld war an diesem Tag besonders stark. Überall sah man die Männchen und die schwerfälligeren Weibchen an den Halmen in die Höhe klettern. Ebenso war der Flug am folgenden Tag recht stark. Von 20.30—21 Uhr fing ich 24 Falter, davon 23 Weibchen, 1 Männchen, alle in der Gerste.

Ab 4. Juli wurden die ersten Befallszählungen vorgenommen. Dabei zeigte sich, daß im neuen Waldmaisfeld an den ersten 100 Pflanzen innerhalb der ersten 50 m vom Gerstenfeldrand ab 20 Blütenstände befallen waren, außerdem wurden an diesenPflanzen 3 Gelege gefunden. Von weitern 200 Pflanzen wurden auf den nächsten 50 m 6 befallene Pflanzen gefunden, 4 Gelege, eines davon beim Schlüpfen.

Die weiteren Beobachtungen beim Flug zeigten, daß vom 9. Juli ab eine deutliche Abnahme der aus der Gerste auffliegenden Falter zu verzeichnen war. Es wurden nur noch 5 Zünsler in 2 Stunden gefangen.

Weitere Eikontrollen zeigten im Waldmaisfeld auf 500 kontrollierten Pflanzen am 12. Juli 27 Gelege. Am 14. Juli wurden die ersten Raupen unterhalb der Blüten in den Hauptstengeln gefunden.

Eine Auszählung des Befalls im Waldmaisfeld, angefangen am Feldrand am Gerstenfeld bis an das andere Ende ergab z. B. folgende Zahlen befallener Pflanzen:

Pflanzen . .	1— 200	= 48	befallene Pflanzen	Die zunehmende Entferung vom Infektionsherd zeigt also eine sehr deutliche durchgehende Abnahme des Befalls.
Pflanzen .	201— 400	= 39	befallene Pflanzen	
Pflanzen .	401— 600	= 32	befallene Pflanzen	
Pflanzen .	601— 800	= 26	befallene Pflanzen	
Pflanzen .	801—1000	= 14	befallene Pflanzen	
Pflanzen .	1001—1200	= 0	befallene Pflanzen	

Die nächste Kontrolle am 27. August ergab folgenden Befall:

Pflanze . .	1— 200	= 104	befallene Pflanzen
Pflanze .	201— 400	= 66	befallene Pflanzen
Pflanze .	401— 600	= 37	befallene Pflanzen
Pflanze .	601— 800	= 38	befallene Pflanzen
Pflanze .	801—1000	= 10	befallene Pflanzen

Die letzte Durchzählung vor der Ernte 1930 ergab im Waldmaisfeld folgende Zahlen befallener Pflanzen, beginnend am Infektionsherd, dem Gerstenfeld:

Pflanze . .	1— 200 =	182 befallene Pflanzen =	91 %
Pflanze .	201— 400 =	145 befallene Pflanzen =	72 %
Pflanze .	401— 600 =	102 befallene Pflanzen =	51 %
Pflanze .	601— 800 =	84 befallene Pflanzen =	42 %
Pflanze .	801—1000 =	37 befallene Pflanzen =	18 %
Pflanze .	1001—1200 =	18 befallene Pflanzen =	9 %
Pflanze .	1201—1400 =	0 befallene Pflanzen =	0 %

Die anfangs beobachteten Unterschiede im Befall der beiden entgegengesetzten Feldseiten haben sich also bis zur Ernte erhalten, der Befall zeigte ständig den überragenden Einfluß der Infektionsstelle. Aus diesen Zahlen ergibt sich, wie nochmals hervorgehoben werden muß, wie wichtig bei Befallsfeststellungen die Durchzählung der ganen Felder ist. Außerdem zeigte der Befall des Feldes 1930, wie sich die Epidemie infolge des Unterpflügens des Maisstrohes von einem Jahr von 20 % Befall auf durchschnittlich 47 % erhöht hat.

Abgesehen von den durch die durch Bodenunterschiede, Düngung u. dgl. gegebenen Feldfaktoren kann daher die Stärke der Infektion auch abhängen von der Entfernung des Infektionsherdes, und diese Verhältnisse bilden die Erklärung für das Zustandekommen der Zünslerepidemie im Hauptanbaugebiet des Maises in Baden, in der Umgebung des Kaiserstuhlgebirges.

Epidemiologische Beobachtungen im Kaiserstuhlgebiet.

Rund um das Kaiserstuhlgebirge kann man 2 getrennte Anbaugebiete unterscheiden, das Gebiet westlich und südlich des Gebirgszuges mit den Gemarkungen Ihrigen, Burkheim, Breisach, Hochstetten, Gündlingen und Achkarren, der nördliche Teil umfaßt im wesentlichen die Gemarkungen Endingen, Königsschaffhausen, Sasbach, Wihl und Forchheim. Nach Norden setzt sich das zuletzt genannte Gebiet fort, nach einigen Kilometern Zwischenraum, am Rheinufer entlang, bis in die Nähe von Altenheim. Ebenso zieht sich ein vielfach unterbrochener Anbaustreifen am Westrand des Schwarzwaldes bis in die Nähr von Lahr.

Die beiden in Rede stehenden Anbaugebiete im Kaiserstuhl sind getrennt durch die vorspringende Bergnase von Riegel und ein ausgedehntes Ried im Südosten, während, außer dem Kaiserstuhl selbst, sie im Südwesten durch die Hügelkette von Burkheim—Jechtingen getrennt werden.

In den Gemarkungen Ihringen, Hochstetten, Gündlingen, Breisach ist der Zünslerbefall jahraus, jahrein verhältnismäßig hoch und recht konstant, außerdem zeigte sich in den unter meiner Beobachtung stehenden Jahren eine steigende Tendenz. Im Durchschnitt war der Feldbefall im Jahre 1929 etwa 60 %, 1930 etwa 75 %, ebenso 1931. Es sei gleich hier erwähnt, daß trotz des verhältnismäßig hohen Feldbefalls die Schädigung der Pflanzen nur mäßig war, weil die Raupenzahl pro Pflanze nur etwa 1,5 betrug.

Der ständig hohe Befall in diesem Teil kommt dadurch zustande, daß in den Gemarkungen Hochstetten, Gündlingen, Ihringen nach Aufhebung des Flurzwanges freie Fruchtfolge herrscht. Infolgedessen sind die Maisfelder regellos über die ganzen Gemarkungen verteilt und infolge der vielfach vorhandenen Kleinparzellierung befinden sich die Felder des einen Jahres meist nur wenige Meter von den Maisfeldern des folgenden oder vorhergehenden entfernt. Daher brauchen die ausschlüpfenden Falter meist nur wenige Meter zu fliegen, bis sie eine Gelegenheit zur Eiablage finden. Zumeist bleiben dort die Pflanzenreste vielfach zusammen mit den herausgerissenen Wurzeln in der Nähe liegen, so daß die Vorbedingungen für das Zustandekommen einer starken Infektion fast immer recht günstig sind. Ähnliche Verhältnisse herrschen auf der Nordseite des Gebirges in der Gemarkung Wihl. Auch dort ist der Befall durch den Zünsler jahrein, jahraus stark, wenn auch nicht ganz so stark wie auf der Südseite des Gebirges.

Dagegen kommt es in der Gemarkung Sasbach, deren Felder an die der Gemarkung Wihl angrenzen, zu stärkeren, jährlichen Schwankungen, deren Ursachen im folgenden näher auseinandergesetzt werden sollen.

Der Befall war in den Jahren 1926 und 1928 besonders stark. Zwölfer und Kunike geben 97 bezw. 99 % befallener Pflanzen an.

Dagegen war der Befall in Sasbach im Jahre 1929 45 %, im Jahre 1930 verschieden, 62—98 %, aber wesentlich höher als im Jahr zuvor.

In Wihl treffen wir 1927 nur 36 %, 1928 dagegen 98 % angegeben. Nach meinen Beobachtungen war der Feldbefall 1929 etwa 75 % und 1930 etwa 70 % befallener Pflanzen.

In Sasbach besteht Flurzwang, der in Wihl aufgehoben ist.

Daß Unterschiede im jährlichen Befall bestehen, ist auch schon den Bauern aufgefallen, insbesondere erzählte man mir in Sasbach, daß der „Wurm" auf den Feldern, besonders in den Jahren stark auftrete, wenn der Mais „im Wihler Feld steht". Dieses Gewann grenzt aber an die Felder der Gemarkung Wihl, also an die Felder, welche infolge des aufgehobenen Flurzwanges und der Kleinparzellierung ständig stark befallen sind.

Ich habe oben gezeigt, wie eng benachbarte Felder eines im Vorjahr befallenen Maisschlages die ganze Masse der ausschlüpfenden Zünsler aufnehmen können, und daß aslo die Infektion eines Feldes sich immer zunächst auf die nächste Umgebung ausdehnt.

Da in den genannten Gemarkungen des Kaiserstuhlgebietes die Infektionen sich jedoch über größere Flächen verbreiten, müssen dort Verhältnisse vorliegen, die die Verbreitung der Zünsler über die nächste Umgebung hinaus aus den stark befallenen Feldern der Gemarkung Wihl nach den an sich weniger befallenen Feldern der Gemarkung Sasbach begünstigen.

Es liegt nahe, zur Erklärung der wechselnden Befallsstärken neben der jährlichen Drehung des Anbaugebietes der Gemarkung Sasbach die Lage der beiden Gemarkungen zur Hauptwindrichtung während der Flugzeit heranzuziehen, denn die Beobachtungen haben gezeigt, daß schon mäßiger Wind die an sich flatternden Falter leicht mitnimmt.

Nun herrschen bei uns überall zwei Hauptwindrichtungen vor, der Südwest als Regenwind, während der Nordost, bezw. Ost der Wind des guten, beständigen Wetters ist. Sasbach liegt westlich von Wihl. Der dort im Volksmund „Waldkircher" genannte Gutwetterwind begünstigt also die Verschleppung der Falter von Ost nach West, während er umgekehrt die Verbreitung nach Osten erschwert.

Grenzen nun infolge des Fruchtwechsels die Maisfelder von Sasbach an die von Wihl, so ist es verständlich, wie nunmehr der Befall verhältnismäßig hoch werden muß, denn es kommen außer den bisher infizierten Maisfeldern als Infektionsquelle die infizierten Felder von Wihl in Betracht. In der Gemarkung Wihl stehen die engen Felder mit Mais dicht nebeneinander, meist nur durch schmale Streifen von Kartoffel- oder Getreidefeldern getrennt, der Befall in der Gemarkung Sasbach nimmt in der Nähe des Dorfes, in größerer Entfernung vom Infektionsherd Wihl, ständig ab.

Feldzählungen hatten folgendes Ergebnis:

Gemarkung	Wasbach	Wihl	Wasbach	Wihl	Wasbach	Wihl
	September 1929		September 1930		September 1931	
	%	%	%	%	%	%
Feld 1 . . .	42	65	75	80	54	75
Feld 2 . . .	23	78	80	90	45	70
Feld 3 . . .	36	65	83	89	68	72
Feld 4 . . .	47	62	78	71	56	89
Feld 5 . . .	55	79	64	72	48	77
Feld 6 . . .	49	69	88	89	37	81
Feld 7 . . .	53	64	76	72	41	73
Feld 8 . . .	18	76	63	64	36	69
Feld 9 . . .	44	72	59	58	48	88
Feld 10 . . .	39	76	63	58	53	91

Zusammenfassung.

Auf Grund experimenteller, während 2 Jahren in Rastatt, Baden, durchgeführter Untersuchungen wird gezeigt, daß Saatzeit, Pflanzweite und Düngung auf den Verlauf der Infektion der Maispflanze mit *Pyrausta nubil.* hinsichtlich deren Stärke einwirken. Die genannten 3 Faktoren beeinflussen auch das Verhalten der Raupen in der Wirtspflanze.

Die genannten Faktoren sind ihrerseits wieder abhängig von der Entfernung und Stärke des Infektionsherdes sowie den klimatischen Gegebenheiten.

Entfernung und Stärke des Infektionsherdes können in der Praxis durch Lage eines Gewanns und die Fruchtfolge gegeben sein.

Die innigen Zusammenhänge zwischen dem Verhalten des Schädlings in der Pflanze und seine Abhängigkeit von derselben zeigen, daß

wir durch das Studium derartiger Verhältnisse erst zu den Grundlagen für die theoretische Behandlung der Schädlingsfragen und einer Verbesserung der Bekämpfungsmethoden gelangen werden.

Erklärung der Kurventafeln.

1. Einfluß von Saatzeit, Pflanzweite und Düngung auf den Befall. Schwarz = steigende Düngergaben bei engem und weitem Bestand; schwarz und punktiert = Ergebnisse 1930 (Raupenzahlen); ganze Länge = Ergebnisse 1931 (Raupenzahlen). Deutlicher Anstieg des Befalls bei höheren Stickstoffgaben.

2. Regenmengen während der Überwinterungsperioden 1923/24 bis 1930/31. Die Regenmenge während des Winters 1929/30 ist die geringste Niederschlagsmenge während der Zeit.

3. Aufzeichnung der täglichen Schwankungen der Temperatur und relativen Feuchtigkeit während der Flugstunden nach Mikroklima 1930.

4. Aufzeichnung der täglichen Schwankungen der Temperatur und relativen Feuchtigkeit während der Flugstunden nach Mikroklima 1931. Beim Vergleich der beiden Tafeln fällt sofort auf, daß der Temperaturabfall während der Flugstunden 1930 ein ganz anderer war als 1931. 1930 liegt die Hauptzeit der Flugstunden über 16° C, 1931 darunter.

5. Kurve der Differenzen von Temperatur und Taupunkt während der Flugzeit 1930 und 1931. Die Kurve zeigt mit aller Deutlichkeit, wie die erste Flugperiode in beiden Jahren verhältnismäßig günstig verläuft, wie sich dann aber erhebliche Unterschiede im Verlauf herausstellen, in der Weise, daß die Flugperiode 1931 ungünstiger verläuft als 1930.

Der Verlauf dieser Kurven gibt ein ungefähres Bild der Intensität der täglichen Eiablage.

Verzeichnis benutzter Schriften.

In diesem Verzeichnis sind nur die für vorliegende Arbeit verwendeten Schriften aufgenommen:

Babcock, K. W., The European Corn Borer, *Pyrausta nub.* II. A Discussion of its seasonal hystory in relation to various climats. Ecology April 1927, S. 180—193.

— — und Mance, U., The Corn Borer in Central Europe. Un. Stat. Dept. Tech. Bull. 136.

Hase, A., Beobachtungen über Verbreitung und Verhalten des Maiszünslers (*Pyrausta nub.* Hübn. Lep.). Arb. Biol. R.-Anst. Bd. 17, Heft 4, S. 301—319.

— — Versuche und Untersuchungen zur Epidemiologie des Maiszünslers (*Pyrausta nub.* Hüb. Lepid.) in den Jahren 1927 und 1928. Zeitschr. f. angew. Ent. Bd. 17, Heft 1 und 2.

Roubeaud, E., Biological Researches on *Pyrausta nub.* 1.—3. Int. Corn Borer Invst. 1928—1930.

Tapp Besse, W., Farm Practices under Corn Borer Conditions. U. S. Dept, Agr. Farmers Bull. 1562.

Worthley und Caffrey, Scouting, Quarantine and Control for the European Corn Borer, 1917—1926. U. S. Dept. Agr. 1927, Bull. 53.

Zwölfer, W., Bericht über die Untersuchungen zur Biologie und Bekämpfung des Maiszünslers (*Pyrausta nub.* H.) in Süddeutschland 1926. Arb. Biol. Reichsanstalt Bd. 15, Heft 2.

— — Untersuchungen zur Biologie und Bekämpfung des Maiszünslers (*Pyrausta nub.* H.) in Süddeutschland. 1. Teil. Arb. Biol. Reichsanstalt Bd. 17, Heft 6.

Kunike, Das Auftreten des Maiszünslers (*Pyrausta nub.* H.) in Baden im Jahre 1928. Arb. Biol. Reichsanstalt Bd. 18.

Entomophthoraceen-Studien I—IV.

Von

Professor Dr. **Georg Lakon,** Hohenheim-Stuttgart.

I. Über *„Entomophthora pseudococci* Speare".

In meiner ersten Bearbeitung der Entomophthoraceen [1]) habe ich über die systematische Stellung des von Speare [2]) als neue Art unter dem Namen *Entomophthora pseudococci* (auf *Pseudococcus calceolariae*) beschriebenen Pilzes keine Entscheidung treffen können, da mir die Originalarbeit Speares seinerzeit nicht zur Verfügung stand. Inzwischen gelang es mir, diese Arbeit zur Einsicht zu erhalten und eingehende Studien über die Zugehörigkeit des Pilzes zu machen. Hierbei bin ich zu der Überzeugung gelangt, daß dieser Pilz keine neue Art, sondern mit *Lamia apiculata* (Thaxt.) Lakon identisch ist. In folgendem will ich diese Identität näher begründen.

„Entom. pseudococci" wird von Speare folgendermaßen beschrieben:

„Enthomophthora pseudococci n. sp. Conidium spherical, provided with a papilla which has a more or less distinct angle in its outline. Diameter from 20—25 microns. Conidiophores usually simple, arising from irregular, lobulated, branched or unbranched hyphal bodies. Secondary conidia present, of the same form as the primary, and produced in many cases on 4—11 germ tubes which arise from the one primary conidium. Resting spores, zygospores, spherical, hyaline, epispore smooth, from 20—27 microns diameter. Rhizoides present in the from rope like strands of 2 or 3 hyphae which branch at their distal ends."

Vergleichen wir diese Beschreibung mit der Originaldiagnose Thaxters [3]) über seine *„Empusa apiculata"*, welche folgendermaßen lautet:

---

[1]) Lakon, Die Insektenfeinde aus der Familie der Entomophthoreen. Beiträge zu einer Monographie der insektentötenden Pilze. (Zeitschr. f. angew. Entomol. 1919, Bd. V, S. 161—215.)

[2]) Speare, Fungi parasitic upon insects injurious to sugar cane. (Rep. Exp. Stat. Hawaiian sugar planters assoc. 1912, Bull. XII, 62 S., 6 Taf.) S. 14—37.

[3]) Thaxter, The Entomophthoreae of the United States. (Mem. Boston Soc. of Nat. Hist. 1888, IV, S. 133—221, Taf. XIV—XXI.) S. 163.

„Conidia nearly spherical, with a prominent papillata base, terminating in a short, sharp and abrupt point; 20—30 × 30—37 μ, average 30 × 35 μ, Conidiophores simple, sometimes with a tendency to become digitate, originating directly or indirectly from nearly spherical hyphal bodies. Secondary conidia like the primary. Resting spores, azygospores or zygospores (?), formed laterally or terminally from hyphae, spherical, hyaline, 30—45 μ. Host attached to substratum by long and conspicuous rhizoids, few in number and terminating in an irregular, disc-like expansion",

so können wir unter Berücksichtigung der Abbildungen und übrigen Angaben folgendes feststellen:

1. Die Konidien sind in beiden Fällen (unter Ausschluß der weit vorspringenden Papille) nahezu vollständig kuglig. Die abweichende Angabe (bei Thaxter „nahezu kuglig", bei Speare „kuglig") ist, wie aus dem Vergleich der beiderseitigen Abbildungen zweifellos hervorgeht, nicht auf tatsächliche Unterschiede, sondern auf subjektive Auffassung zurückzuführen.[1]) Skaife[2]) bezeichnet die Konidien der Taxterschen *„Entomophthora apiculata"* als „spherical" und stimmt somit mit Speare für *„Entom. pseudococci"* vollkommen überein. Eine solche kuglige Form der Konidien kommt vor bei:[3]) *Empusa Fresenii* Novak., *Empusa Planchoniana* (Cornu) Thaxt., *Lamia culicis* (A. Br.) Nowak., *Lamia apiculata* (Thaxt.) Lakon, *Lamia papillata* (Thaxt.) Lakon und bei der zweifelhaften *Empusa Jassi* Cohn.

2. Die Konidien sind in beiden Fällen mit einer großen Papille versehen, welche zu einer Spitze ausläuft. Bei *„Entom. pseudococci"* Speares handelt es sich um eine konisch ausgezogene Spitze, während bei *Lamia apiculata* die Papille nach Thaxter jäh zu einer kurzen, scharfen Spitze ausläuft.[4]) Die Abbildungen Skaifes für die Thaxtersche Art stimmen aber mit den Speareschen Abbildungen für *„E. pseudococci"* sehr gut überein. Ein Unterschied in der Art der Zuspitzung der Papille ist hier nicht wahrzunehmen. Eine Zuspitzung der Papille überhaupt finden wir nur noch bei *Empusa Planchoniana* (Cornu) Thaxter; bei allen anderen tierbewohnenden Entomophthoraceen ist die Papille, wo eine solche überhaupt vorhanden, stets abgerundet. Der Umstand, daß der Pilz Speares die nur selten vorkommende Zuspitzung der Papille aufweist, ist für die Feststellung der Identität dieses Pilzes von großer Bedeutung.

3. Die Konidienträger sind beim Speareschen Pilz in der Regel einfach, unverzweigt, doch konnten in einem Falle Anfänge einer Verzweigung beobachtet werden. Dies ist auch bei *L. apiculata* der Fall. Solche — in der Regel einfache, seltener verzweigte — Konidienträger

[1]) Die von Thaxter abgebildeten Konidien sind sogar vollkommener kuglig, als die Speares!

[2]) Notes on some South African Entomophthoraceae. Trans. Roy. Soc. of South Africa 1921, Vol. IX, S. 77—86, Taf. II—IV.

[3]) Vgl. Lakon, a. a. O.

[4]) Die Form der Papillenzuspitzung, wie sie bei Thaxter abgebildet ist, erinnert lebhaft an Scheitelzuspitzung elektrischer Glühbirnen.

kommen nur noch bei folgenden Arten vor: *Empusa Grylli, Empusa lageniformis, Empusa Lampyridarum, Lamia Culicis.*

4. Die sekundären Konidien haben sowohl beim Speareschen Pilz wie bei *Lamia apiculata* die gleiche Form wie die primären. Der Umstand, daß nach Speare bei seinem Pilz aus einem Konidium oft mehrere Sekundärkonidien auftreten, worin dieser Autor einen besonderen Typus erblickt, erscheint mir wenig bedeutungsvoll; er hängt höchstwahrscheinlich mit der reichlichen Nahrungszufuhr in den künstlichen Kulturen zusammen. Ich habe bei der künstlichen Kultur mehrerer Arten der Entomorphthoraceen die Neigung zur gehäuften Bildung von Sekundärkonidien beobachten können. Costantin[1]), der eine saprophytische Entomophthoracee studierte, fand in künstlichen Kulturen ein so auffallendes gehäuftes Auftreten der Sekundärkonidien, daß er diese Erscheinung als Hauptmerkmal einer neuen Gattung ansah. Er gründete die Gattung *Boudierella*, die später von Saccardo und Sydow in *Delacroixia* umgetauft wurde. Diese Gattung ist indessen nicht aufrecht zu erhalten. Bei dem fraglichen Pilz handelt es sich vielmehr um eine mehr dem Parasitismus angepaßte *Entomophthora*. Das gehäufte Auftreten der Sekundärkonidien hängt mit dem üppigen Wachstum des Pilzes in den künstlichen Kulturen zusammen.[2]) Ich kann daher in dieser Erscheinung, im Gegensatz zu Speare, kein Merkmal, welches zur Gründung einer neuen Art berechtigt, erblicken!

5. Die Dauersporen sind in beiden Fällen kuglig, hyalin, mit glattem Epispor. Abweichend ist die Größe, sowie die Entstehungsart: beim Speareschen Pilz findet eine typische Kopulation von zwei Ästen, und zwar meist der gleichen Hyphe bezw. seitliche Kopulation benachbarter Zellen statt, während bei *L. apiculata* die Zygosporennatur der Dauersporen fraglich ist.

6. Die Haftfasern (Rhizoiden) sind bei beiden Arten spärlich aber kräftig und mit Haftbildungen versehen, die allerdings beim Speareschen Pilz aus wurzelartigen Verästelungen, während sie bei *L. apiculata* aus einer Haftscheibe bestehen. Die „Haftscheiben" entstehen aber dadurch, daß Verästelungen an der Basis der Rhizoiden bei Berührung mit der Unterlage abgeplattet werden und auf diese Weise eine glatte Fläche bilden. Falls die von Speare beschriebenen Verästelungen aus Kulturmaterial stammen, ist die Bildung einer abgeplatteten Scheibe nicht zu erwarten.

Von etwa 21 näher bekannten tierbewohnenden Entomophthoraceen, bei welchen bisher das Vorhandensein von Haftfasern mit Sicherheit festgestellt worden ist, weisen — nach dem gegenwärtigen Stand unserer Kenntnisse — nur 10 Haftbildungen an den Haftfasern auf, und zwar

---

[1]) Sur une Entomophthorée nouvelle. (Bull. Soc. Mycol. de France 1897, Bd. XIII, S. 38—43, Taf. IV—V.)

[2]) Vgl. hierzu meine neue monographische Bearbeitung der Entomophthoraceen in der 2. Auflage von Engler-Prantl, Die natürlichen Pflanzenfamilien.

Lamia culicis, L. papillata, L. apiculata, Entom. occidentalis, Entom. variabilis, Entom. montana, Entom. Aphidis, Entom. dipterigena, Entom. echinospora und *Entom. Blunckii.*

Fassen wir die Ergebnisse unserer obigen vergleichenden Untersuchungen zusammen, so kommen wir zu folgendem Gesamtresultat:

Die weitgehende Übereinstimmung zwischen dem Speareschen Pilz und *L. apiculata* ist unverkennbar. Form der Konidien, Beschaffenheit der Konidienträger, die Sekundärkonidien, die Dauersporen, die Haftfasern sind in beiden Fällen im wesentlichen die gleichen. Diese Übereinstimmung fällt um so mehr ins Gewicht, als das Vorkommen einiger dieser Charaktere auch einzeln mehr oder weniger selten ist. So gehört z. B. die Form der Konidien zu dem nur äußerst wenig verbreiteten *Apiculata*-Typus.[1]) Die Art der Beschaffenheit der Konidienträger ist ebenfalls eine nur wenig verbreitete. Das Zusammentreffen sämtlicher Charaktere an einer Art kommt nur bei *L. apiculata* vor. Die kleinen Abweichungen, die oben besprochen wurden, sind nicht wesentlich genug, um eine neue Art zu begründen. Das gilt auch von der Abweichung in der Größe der Konidien und der Dauersporen. Zudem scheint *L. apiculata* in den Größenverhältnissen stark zu variieren. Eine Varietät mit sehr großen Konidien mit einer im Verhältnis dazu kleineren Papille hat Thaxter (a. a. O.) unter dem Namen *major* beschrieben. Da *L. apiculata* ziemlich omnivor und auch an Hemipteren selbst (nämlich an *Typhlocyba*) beobachtet worden ist, so spricht auch das Auftreten des Pilzes auf einer Schildlaus für die Identität.

Merkwürdigerweise erörtert Speare die Möglichkeit der Identität seines Pilzes mit *L. apiculata* oder mit einer anderen der bekannten Arten gar nicht. Er legt besonderen Wert auf Eigentümlichkeiten, die nur bei Kultur auf künstlichem Substrat festgestellt werden können und kommt daher zu dem Schluß, daß sein Pilz am meisten mit dem ebenfalls in künstlichen Kulturen näher studierten *Conidiobolus* — einer auf Pilzen parasitierenden, aber ebenfalls leicht auf künstlichen Substraten zu züchtenden Gattung — übereinstimmt. Dieser Vergleich mit *Conidiobolus* hat indessen keine Bedeutung für die Artsystematik. Die *Speare*sche Art ist eine *Lamia* und stimmt weitgehend mit *L. apiculata* überein. Die einzige Schwierigkeit bietet die Art der Dauersporenbildung. Dieselbe ist indessen bei der Originalbeschreibung von *L. apiculata* durch Thaxter nicht genügend geklärt, zumal letzterer nicht mit Kulturen gearbeitet hat. Speare beschreibt bei seinem Pilz neben leiterförmiger auch seitliche Kopulation, ein Modus, der bisher nur bei *Basidiobolus* bekannt war. Ich habe anläßlich einer Studie über die systematische Stellung der letztgenannten Gattung[2]) nach Andeutungen

[1]) Vgl. die von mir aufgestellten Konidientypen in Lakon, a. a. O., S. 167—168.

[2]) Über die systematische Stellung der Pilzgattung *Basidiobolus* Eidm. (Jahrb. f. wiss. Bot. 1926, Bd. LXV, S. 388—400.)

seitlicher Kopulation bei tierbewohnenden Entomophthoraceen gesucht und sie gerade in den Angaben Thaxters über *L. apiculata* gefunden! Dieser Befund ist gewiß kein zufälliger; er zeigt vielmehr, daß hier die gleiche Pilzart vorliegt. Die nähere Kenntnis der Eigentümlichkeiten der Dauersporenbildung wie der Gesamtentwicklung des Speareschen Pilzes ist auf das eingehende Studium in künstlichen Kulturen zurückzuführen. Wir können diese Eigentümlichkeiten unmöglich als Merkmale einer besonderen Art ansehen, die vom Thaxterschen Pilz verschieden ist. Die erwähnten Andeutungen seitlicher Kopulation beim Thaxterschen Pilz sind in höchstem Grade geeignet, jegliche Bedenken gegen die Annahme der Identität beider Pilze fallen zu lassen um so mehr, als solche Andeutungen sonst äußerst selten sind.

Auf Grund obiger Feststellungen kann kaum ein Zweifel darüber bestehen, daß der von Speare als neue Art unter dem Namen *Entomophthora pseudococci* beschriebene Pilz mit *Lamia apiculata* (Thaxt.) Lakon identisch ist.

II. Zur Systematik der insektenbewohnenden Entomophthoraceen.

In meiner oben zitierten (vgl. Anm. 1) Arbeit (S. 163—167) bin ich in bezug auf die systematische Einteilung der tierbewohnenden Entomophthoraceen für die Aufrechterhaltung der Gattungen *Empusa, Lamia, Entomophthora* und *Tarichium* eingetreten. Von der letztgenannten Gattung können wir hier absehen, weil sie nur unvollständig bekannte Formen von tierbewohnenden Entomophthoraceen umfaßt und nur die Bedeutung einer provisorischen Hilfsgattung hat. *Entomophthora* unterscheidet sich von *Empusa* und *Lamia* durch die stets mehr oder weniger reich verzweigten Konidienträger, während bei den letztgenannten Gattungen die Konidienträger meist völlig unverzweigt, selten schwach verzweigt sind. *Empusa* unterscheidet sich von *Lamia* (und auch von *Entomophthora)* durch das Fehlen von Haftfasern. Gerade das Studium von *Lamia apiculata* spricht für die Richtigkeit dieser von mir angenommenen Einteilung. Das Auftreten vorwiegend unverzweigter Konidienträger im Verein mit Haftfasern ist das sicherste Merkmal für die Gattung *Lamia* und macht die Aufstellung dieser Gattung geradezu unentbehrlich. Speare, der die Gattung *Lamia* nicht anerkennt, kommt bei der Erörterung der systematischen Stellung seines Pilzes [1]) in Verlegenheit. Er findet einerseits Charaktere, die auf *Empusa* hinweisen, so die Mehrkernigkeit der Konidien, andererseits solche, die nur bei *Entomophthora* anzutreffen seien, wie das gelegentliche Auftreten von Anfängen einer Verzweigung der Konidienträger und das Vorhandensein von Zygosporen und Haftfasern. Er geht diesen Schwierigkeiten dadurch aus dem Wege, indem er nach dem Vorgang von

[1]) a. a. O., S. 24 ff.

Winter[1]) nur eine Gattung — unter dem Namen *Entomophthora* — aufrecht hält. Dieses Vorgehen ist völlig unberechtigt. Die zytologischen Verhältnisse sind nach unseren heutigen Kenntnissen keinesfalls geeignet, der Bedeutung der Beschaffenheit der Konidienträger als Gattungsmerkmal Abbruch zu tun. Die Mehrkernigkeit der Konidien stimmt mit der Beschaffenheit der verzweigten Konidienträger überein. Und was die Zygosporenbildung anbelangt, so geht diese Art der Dauersporenbildung der Gattung *Empusa* keinesfalls völlig ab. Das Zusammentreffen vorwiegend unverzweigter Konidienträger (und mehrkerniger Konidien) mit dem Vorhandensein von Haftfasern, Merkmale, die teils nur bei *Empusa,* teils nur bei *Entomophthora* auftreten, macht die Aufstellung der Gattung *Lamia* unumgänglich.

III. *Entomophthora Blunckii* nova sp.

Von Prof. Blunck erhielt ich Exemplare von *Plutella maculipennis* Curt. (Lepidopter), die von einem Pilz befallen und getötet worden waren. Der Pilz erwies sich als eine Entomophthoracee mit vorwiegend verzweigten Konidienträgern, und zwar spärlichen, aber wohl entwickelten Haftfasern, also als eine *Entomophthora*-Art. Dauersporen waren trotz der genauen Untersuchung eines sehr umfangreichen Materials nicht aufzufinden. Der Pilz konnte mit keiner der bisher bekannten *Entomophthora*-Arten indentifiziert werden. Der Pilz steht am nächsten der Thaxterschen *Entom. echinospora,* unterscheidet sich aber von dieser durch die etwas kleineren und oft mit aufgeblähter Außenmembran (*Sporangiata*-Typus) erscheinenden, hell grünlich-gelben Konidien und die Konidienträger, die einen grauen bis leicht grünlich-gelblichen Überzug bilden (bei *Entom. echinospora* ist der Überzug anfangs weiß, später rostfarben). Ferner gehören die Wirte verschiedenen Familien an. Die Diagnose lautet:

Entomophthora Blunckii nov. sp. Konidien länglich eiförmig, meist völlig symmetrisch, vereinzelt schwach ungleichseitig, mit deutlich papillös verschmälerter Basis (nach dem *Subpapillata*-Typus), oft mit aufgeblähter Außenmembran (*Sporangiata*-Typus), 15—22 μ lang, 8 bis 11 μ breit (durchschnittlich 19 bezw. 9 μ), hell grünlich-gelb, mit körnigem, große Öltropfen einschließenden Inhalt, einkernig. Sekundärkonidien der Primären ähnlich. Konidienträger vorwiegend verzweigt, 8—10 μ breit, in dichten Rasen einen grauen bis leicht grünlich-gelblichen Überzug bildend. Zystiden selten, kräftig, oben keulenförmig angeschwollen, dicker als die Konidienträger, am Ende regelmäßig abgerundet, hervorragend. Haftfasern spärlich, mit einer großen unregelmäßig knorrigen wurzelartigen Ausbreitung endigend. Dauersporen unbekannt. Auf dem Lepidopter *Plutella maculipennis* Curt. in Deutschland.

---

[1]) In Babenhorts Kryptogamenflora, I, 1884, S. 74.

IV. *Tarichium Hylemyiae* nova sp.

Auf eine Pilzseuche, die in Naumburg a. d. S. unter den Vollkerfen der Getreideblumenfliege *(Hylemia coarctata)* ausbrach, wurde ich ebenfalls von Herrn Blunck aufmerksam gemacht.[1]) Das in dankenswerter Weise zur Verfügung gestellte Material zeigte die Dauersporenform einer Entomophthoracee; die Konidienform konnte trotz eifrigen Suchens nicht aufgefunden werden. Der sehr charakteristische Pilz konnte mit keiner der bekannten Arten indentifiziert werden. Ich habe ihn daher zunächst zu der provisorischen Form- oder Sammelgattung *Tarichium* gestellt. Die Diagnose lautet:

Tarichium Hylemyiae nov. sp. Dauersporen als Azygosporen innerhalb des Wirtes an kurzen Hyphengliedern entstehend, ca. 60 µ im Durchmesser, mit dicker, stacheliger, hell orangengelber Membran. Auf dem Dipter *Hylemyia coarctata* Fall. in Deutschland.

---

[1]) Vgl. hierzu Becker und Blunck, Die Getreideblumenfliege in ihren Beziehungen zu Nässe, Bodenart und Vorfrucht. (Landw. Wochenbl. f. d. Provinz Schl.-Holst. 1927, 77. Jahrg., S. 1129—1133.)

Agriotes lineatus L. und Agriotes obscurus L.

(Ein Beitrag zu ihrer Morphologie und Biologie.)

Von

Werner Subklew.

(Zweigstelle Kiel der Biologischen Reichsanstalt für Land- und Forstwirtschaft.)

(Mit 17 Abbildungen.)

Inhalt.

Seite

I. Vorbemerkung 97
II. Geographische Verbreitung 97
III. Das Vollkerf 97
A. Lebensgewohnheiten 97
B. Geschlechtsleben 98
IV. Das Ei 100
V. Die Larve 100
A. Morphologische Bemerkungen 101
a) Die Junglarve 101
b) Die erwachsene Larve 101
B. Lebensgewohnheiten 107
a) Lebensraum 107
b) Nahrung 108
c) Jahreszeitliche Wanderungen 113
d) Die larvalen Häutungen 115
VI. Die Puppe 116
VII. Die Gesamtdauer der Entwicklung von der Eiablage bis zum Schlüpfen der Imago 118
VIII. Parasiten 118
IX. Literatur 119

* * *

I. Vorbemerkung.

Die zum Teil recht gute Bearbeitung der Schnellkäfer in systematischer Hinsicht steht in umgekehrtem Verhältnis zur Kenntnis der Biologie dieser Käfergruppe. Nur den angewandten Entomologen interessierende Schadelateriden haben in zahlreichen Mitteilungen Berücksichtigung gefunden. Der vorliegenden Arbeit lag die Aufgabe zugrunde, die Kenntnis der Biologie des Käfers, wie die der Larven und Puppen von *Agriotes lineatus* und *Agriotes obscurus* zu erweitern. Daneben erwies sich der Ausbau der Morphologie der Larven als erwünscht.

Beide hier abzuhandelnden *Agriotes*-Arten sind einander so nahe verwandt, daß sie sich biologisch (soweit wir bislang wissen) kaum unterscheiden, und daß ihre Larven nur nach näherer mikroskopischer Untersuchung zu trennen sind. Das rechtfertigt die nachstehend vorgenommene gemeinsame Behandlung der Arten.

II. Geographische Verbreitung.

Agriotes lineatus L. und *A. obscurus* L. sind in Europa allgemein verbreitet. Bis vor kurzem wurde vornehmlich *A. lineatus* für Beschädigungen an Kulturpflanzen durch *Agriotes*-Larven verantwortlich gemacht. Untersuchungen der letzten Jahre haben ergeben, daß zumindest in einigen Ländern *Agriotes obscurus* die häufigere Form ist, während *A. lineatus* mehr lokal auftritt.

Agriotes lineatus L. wird in seinem europäischen Vorkommen in Rußland nach Norden zu durch den 60. Breitengrad beschränkt. In Finnland kommt er nur im Süden vor (Saalas 1923, S. 161). Sibirien besiedelt er im westlichen Teil bis zum Ob; in Ostsibirien und Turkestan fehlt die Art. In Kleinasien und im Kaukasus ist sie wieder zu finden. Selten ist sie dagegen im südlichen Steppenstreifen Rußlands (Znamenskij 1926, S. 151). Aus anderen Erdteilen kennen wir *A. lineatus* von Nordafrika, von Mittel- (Haiti) und Südamerika (Brasilien, Argentinien). In Nordamerika fehlt er.

Agriotes obscurus L. findet man in der gesamten Paläarktis, in Rußland bis zum nördlichen Polarkreis. Auch Transkaukasien und Turkestan gehören zu seinem Wohngebiet. In Finnland schließt die Nordgrenze von Süd-Kainuu das Verbreitungsgebiet ab. Mittel- und Südfinnland sind reichlich besiedelt. *Agriotes obscurus* tritt gegenüber *A. lineatus* überwiegend auf in: Deutschland, Estland, Irland, Holland, Großbritannien, Süd- und Mittelfinnland, der Schweiz, der Tschechoslowakei (nur in Mähren und der Slowakei).

III. Das Vollkerf.

A. Lebensgewohnheiten.

Das Hauptauftreten beider Arten fällt nach Neuweiler (1926, S. 183) in den Mai. Warme Frühlingsregen bewirken verfrühtes Auftreten, kühles Wetter und Schnee entsprechende Verzögerung. Die Käfer waren vom 1. März bis zum

1. Juli zu finden, später nicht mehr oder nur sehr selten. Znamenskij (1926, S. 161) gibt die Flugzeit von April—Juni an. Horst (1922, S. 16) sammelte Imagines von *A. obscurus* von Anfang März bis Ende Oktober und glaubt, daß die Käfer auch während des übrigen Jahres zu finden sind.

Agriotes obscurus fand ich von Ende April bis Ende Juli. Vermutlich sind die Tiere schon früher über der Erde, aber infolge der kühlen Witterung hier im Norden nur sehr selten. Von Mitte Mai bis Ende Juni liegt die Hauptflugzeit, in der Reifungsfraß, Kopulation und Eiablage erfolgen. Die Vollkerfe von *Agriotes lineatus* traten im Freien im ersten Maidrittel auf. Anfang Mai mußten sie noch im Boden aufgesucht werden, wo sie bis zu 15 cm tief in ihrer Erdzelle lagen. Anfang Juli waren die Imagines sehr selten, nach dem 15. habe ich keine gefunden. In der ersten Septemberhälfte konnte ich im Boden die ersten Jungkäfer nachweisen.

Adrianov (1914) fand die Vollkerfe an Roggen und Weizen. Nach Sonnenuntergang sollen sie sich im Gras, unter Steinen, im Boden usw. verbergen. Xambeu (1912, S. 113—116) hält sie für Dämmerungs- und Nachttiere, die nur ausnahmsweise aktives Leben am Tage zeigen. Nach Horst (1922, S. 16) „werden die Käfer insbesondere häufig auf Doldenblüten angetroffen", desgleichen oft in den Spitzen junger Weiden (l. c., S. 18). Neuweiler (1926, S. 183) bezeichnet die Tiere als schlechte Flieger und beobachtete sie nie auf blühenden Gewächsen (s. a. Znamenskij 1926, S. 161, Chrzanowski 1927 und Rambousek 1929/30, S. 199).

Nur auf Wiesen und stark bewachsenen Feldern konnte ich die Imagines beider Arten erbeuten. Am ehesten waren sie an feuchtwarmen Tagen im Grase zu finden. Nur gelegentlich beobachtete ich *Agriotes obscurus* an Getreideblättern sitzend. An anderen Pflanzen, besonders Doldenblüten, habe ich sie nie gesehen, wohl aber *Corymbites*- und *Athous*-Arten. Im allgemeinen saßen die Käfer rittlings auf dem Gramineenblatt oder am Stengel, still und bewegungslos nach Elateridenart. Zu anderen Zeiten habe ich sie unter Steinen, Erdklumpen u. dgl. gefunden. Im Freien vergraben sie sich bei ungünstigem Wetter 1 bis 5 cm tief in der Erde. Fliegende Stücke von *Agriotes obscurus* habe ich nur äußerst selten, solche von *A. lineatus* nie gesehen. Soweit ich sie erbeuten konnte, waren es männliche Tiere. Nach Znamenskij (1926, S. 161) findet man die Weibchen überhaupt selten auf Pflanzen. In meinen Zuchtgefäßen gingen die männlichen und die weiblichen Tiere auf die eingesäten Haferpflanzen. Gleiche Beobachtungen machte ich im Freien.

Literaturangaben über die Nahrung der Vollkerfe sind sehr spärlich. Neuere Beobachtungen liegen vor von Langenbuch (1932, S. 281). Die dort genannten Befunde bestätige ich für beide *Agriotes*-Arten, *Selatosomus aeneus* und *Corymbites tessellatus*. Danach nähren sich die Imagines von Gramineenblättern, die sie zerkauen.

B. Geschlechtsleben.

Die Begattung konnte ich bei *Agriotes lineatus* zumeist zwischen dem 15. Mai und dem 1. Juni beobachten. Die Witterung

bedingt entscheidend das Auftreten der Vollkerfe im Frühjahr und damit auch die Begattungszeit. Wechselnde Angaben über Begattung, Eiablage usw. dürften in den jährlich und örtlich verschiedenen Witterungsverhältnissen Erklärung finden. Im Freien habe ich die Tiere nie in Kopulation gesehen. Anfang Juli waren die meisten Käfer in den Zuchten tot. Die Weibchen fraßen noch normal einige Tage und wurden dann wiederholt beim Eingraben in die Erde beobachtet.

Die Eiablage erfolgt von Mitte Mai bis Anfang Juli (Roberts 1919, S. 123, Znamenskij 1926, S. 160 und de Jong 1926, S. 89). Die ersten Eier fand ich bei *Agriotes lineatus* am 10. Juni. Mitte Mai in Kultur genommene Imagines von *A. obscurus* legten zuerst am 20. Juni Eier ab. Die meisten Eier wurden in meinen Zuchten zwischen dem 14. und 25. Juni abgesetzt. Nach dem 1. Juli schreiten die Weibchen nur noch vereinzelt zur Eiablage. Im Freiland wurden bisher noch keine Gelege gefunden. Die meisten weiblichen Tiere gingen kurz nach der Eiablage ein, die übrigen bald danach.

Die Zahl der Eier bei *Agriotes obscurus* beträgt nach Chrzanowski (1927) 112—127. Horst (1922, S. 85) nennt 200—300 bei derselben Art. Diese legte in meinen Zuchten 217—232 Eier ab. *Agriotes lineatus* lieferte 150—178 Eier. Man wird danach annehmen können, daß ein *Agriotes*-Weibchen unter günstigen Lebensbedingungen 100—200 Eier absetzt.

Literaturangaben über den Ort der Eiablage beruhen bislang nicht auf direkter Beobachtung im Freiland. Chrzanowski (1927) brachte 350 Imagines von *Agriotes obscurus* in ein Insektarium mit Felderchen von Klee, Wicke, Hafer, Gerste und Gras. Einzelne Felder waren unbepflanzt, der Boden teils locker, teils gestampft. Die meisten Käfer versammelten sich an Klee und Gramineen. Die Eier wurden 1—2 cm tief abgelegt. Feste Erde wurde gemieden. Nach Jaroslavtzev (1930, S. 331) bedingen 2—3jährige Kleeschläge eine bedrohliche Vermehrung der Bodeninsekten, insbesondere der Elateridenlarven (darunter der vorliegenden *Agriotes*-Arten bis zu 81,5 %). Die starke Vermehrung ist durch die Bevorzugung der Klee- und Grasschläge für die Legetätigkeit durch die Vollkerfe zu erklären. Die wiederholt geäußerte Meinung geht wohl nicht fehl in der Annahme, die Besiedelung gewisser Böden mit ökologischen Verhältnissen in Zusammenhang zu bringen, wie sie die Grasnarbe der Weiden und Kleeschläge kennzeichnen: Dichte Pflanzendecke, verfilztes Wurzelgeflecht, nicht zu fester Boden und, damit zusammenhängend, erhöhter Feuchtigkeitsgehalt des oberen Bodenhorizontes. Nach Znamenskij (1926, S. 161) werden die Eier mit Vorliebe an Pflanzenwurzeln abgelegt, nach Ormerod (1890, S. 110) auch direkt unter Blätter auf den Boden.

Bei eigenen Zuchten legten die Imagines beider *Agriotes*-Arten ihre Eier 1—2 cm tief in lockere Moorerde ab. Die Eier sind leicht an die Unterlage angeheftet, nie mit dieser oder anderen Erdpartikeln verklebt. Nach Chrzanowski (1927) und Rambousek (1929/30, S. 198)

bilden Erdpartikel durch Verkleben eine feste, mit Wasser nicht zu lösende Schutzhülle um das Ei. Diese soll auch für das bisherige Nichtauffinden der Gelege im Boden verantwortlich sein. Ich vermag diese Beobachtung nicht zu bestätigen (s. a. Roberts 1919, S. 124 und Langenbuch 1932, S. 289), ebensowenig die von Mesnil (1930, S. 186), nach dem die Eier kettenförmig aneinander gereiht abgelegt werden. Die einzelnen Gelege enthalten 2—20 Eier.

IV. Das Ei.

Die Eier beider *Agriotes*-Arten sind oval-eiförmig, grauweiß gefärbt, leicht opalisierend und glänzend. Als Breitendurchmesser fand ich für *A. obscurus* 0,39—0,5 mm, als Länge 0,48—0,57 mm. Die Eier von *Agriotes lineatus* waren allgemein etwas kleiner. Länge 0,36—0,47 mm, Breitendurchmesser 0,29—0,37 mm. Die Eihülle ist dünn, aber zäh und durch Turgor straff gespannt.

Die Eizeit für *Agriotes obscurus* wird von Roberts (1919, S. 124) mit etwa 4 Wochen, von Zolk (1924, S. 11) mit 43—44 Tagen, von Znamenskij (1926, S. 161) mit 28 Tagen, von de Jong (1926, S. 89), Régnier (1928, S. 42) und Mesnil (1930, S. 188) mit 4 Wochen angegeben. Chrzanowski (1927) beobachtete für die gleiche Art eine Eiruhe von 9 Tagen, Rambousek (1929/30, S. 199) nennt für *Agriotes ustulatus* Schall., einen nahen Verwandten unserer Arten, nur 6 Tage. Langenbuch (1932, S. 284) sah die Junglarven nach frühestens 25 Tagen schlüpfen.

Bei einer Luftfeuchtigkeit von 100 % und einer Temperatur von 18 ± 1 ° C betrug die kürzeste Entwicklungsdauer für *Agriotes lineatus* 25 Tage, die längste 30 Tage. Als Mittelwert fand ich $28^3/_4$ Tage. Unterhalb 100 % relativer Luftfeuchtigkeit gehen die Eier in Kürze zugrunde (Subklew 1934, S. 197). Die Angabe von Zolk (1924, S. 12), daß die Eier zu normaler Entwicklung mittlerer Feuchtigkeit bedürfen, ist wohl nur auf den Wert der Wasserkapazität des Bodens zu beziehen. Sonnenlicht stört die Entwicklung nicht.

Nach erlangter Reife — die äußere Form des Eies erscheint zu dieser Zeit oft unförmig und eckig — platzt die Eihülle infolge des inneren Druckes und der zunehmenden Eigenbewegungen des Embryo. Die Larve gleitet im gleichen Augenblick, zum Teil durch den freiwerdenden Druck getrieben, aus der Hülle.

V. Die Larve.

Die Larve ist nachstehend als erstes und letztes Stadium morphologisch und biologisch näher festgelegt. Eine Beschreibung der Zwischenstadien ist unterblieben, weil sie noch nicht genügend bekannt sind, anderseits bieten sie gegenüber der Jung- und Altlarve nichts wesentlich Neues.

Eine ausführliche morphologische Charakterisierung der Larve ist notwendig, da es an ausreichenden Darstellungen dieser Art fehlt. Eine Unterscheidung der Larven von *Agriotes lineatus* und *A. obscurus* ist nur nach näherer Kenntnis der Morphologie beider Arten möglich. In der Deutung morphologischer Elemente habe ich mich den Arbeiten von Beling, Henriksen und Roberts angeschlossen.

Die Larven beider *Agriotes*-Arten zeigen den typischen Bauplan der *Elaterini:* Körper zylindrisch, drehrund. Terminalsegment kegelig-paraboloidisch, in der Regel in eine Spitze endend. Für die Gattung *Agriotes* kommt hinzu: Zwei kugelige Gruben mit ovaler Öffnung auf der Dorsalseite des 9. Abdominalsegmentes. Die Mandibel trägt außer dem Retinaculum bei einigen Arten der Gattung noch den nahe der Spitze gelegenen „Ersatzzahn".

A. Morphologische Bemerkungen.

a) Die Junglarve.

Die milchweise, durchsichtige Junglarve ist nach Roberts (1921, S. 194) 2,5 mm lang und 0,4 mm breit. Chrzanowski (1927) mißt eine Länge von 1,84—1,98 mm und eine Breite von 0,23—0,26 mm. Nach Zolk (1924, S. 12) beträgt die Länge 1,89—2,08 mm und die Breite 0,26—0,28 mm. Mesnil (1930, S. 188) fand eine mittlere Länge von nur 1,5 mm bei frischgeschlüpften Larven von *Agriotes obscurus.* Langenbuch (1932, S. 284) nennt eine Länge von 2,2—2,5 mm.

Als mittlere Länge bestimmte ich bei *A. obscurus* 2,1—2,3—2,45 mm, als mittlere Breite der Kopfkapsel 0,25—0,27—0,29 mm. Für *A. lineatus* betrugen die Körpermaße 2,3 × 0,24 mm.

Die Mundwerkzeuge sind im Verhältnis zu den übrigen Körpermaßen recht groß. Die Mandibeln weisen anfangs an der Basis $^2/_3$ der Gesamtlänge auf. Das Epistoma weicht in seiner Gesamtform deutlich von der späteren Ausbildung ab und ist wegen der noch geringen Nahtbildung nur undeutlich in seinen Umrissen zu erkennen.

Bei den Extremitäten zeigt sich die gleiche Erscheinung. Erst mit fortschreitender Entwicklung fügen sich die Maße dieser Organe in das bei älteren Larven bekannte Verhältnis.

Das 9. Abdominalsegment ist unmittelbar nach dem Schlüpfen noch faltig und unregelmäßig konturiert, die Endspitze oft blasig aufgetrieben. Mit den bald einsetzenden Wachstumserscheinungen nimmt das Segment dann die kegelige Gestalt an. Der Junglarve fehlen noch die charakteristischen, dunkelchitinisierten Muskelgruben.

Die Haarbildung ist quantitativ gering, die vorhandenen Haare sind aber relativ lang. Die für jedes Abdominalsegment typischen 2 Borstenreihen sind bereits angelegt, aber noch auf je zwei Haare beschränkt. Alle übrigen Chitinanlänge fehlen. Das letzte Segment trägt mehr Haare und zeigt schon die spätere Ausbildung, der obere Teil lediglich die nachherigen Querreihen angedeutet.

Die Stigmen sind ziemlich rund, aber relativ breiter als bei älteren Larven (s. a. Roberts 1921, S. 195). Die Bezahnung ist gering, im Thorax finden sich 7—8, im Abdomen 6 Zähne.

b) Die erwachsene Larve.

Die erwachsene Larve ist etwa 17—20—23 mm lang. $^1/_4$ der Länge entfallen auf Kopf und Thorax, der Rest auf das Abdomen. Der Körper ist überall annähernd gleich breit (im Mittel 1,9 mm). Roberts (1919, S. 127) nennt eine Länge von 21—25 mm. Die Höhe des Tieres ist nahezu überall gleichbleibend. Die Färbung des kräftigen Chitinintegumentes ist gelbbraun und glänzend. Der Kopf ist fast dunkelbraun, die Mandibeln erscheinen braunschwarz. Der Thorax ist dunkler als der übrige Körper. Die Beine sind braun mit schwarzer Endkralle. In der Gesamtfärbung unterscheiden sich die Larven von *Agriotes lineatus* von denen von *A. obscurus* zumeist durch einen helleren, matteren Farbton. Die letzteren besitzen einen dunklen, glänzenden Grundton in der Färbung (s. a. Horst 1922, S. 22).

Der Kopf (s. Abb. 1, 2 u. 4) ist stark dorsoventral abgeplattet und verjüngt sich von hinten nach vorn, wo er im Stirnrand in eine gezähnte Kante ausläuft. Von der Seite gewinnt der Kopf dadurch ein keilförmiges Aussehen. In der Mitte ist er ein wenig breiter als der Thorax, die Seiten sind leicht gerundet. Die Sutura metopica (Sm) und die Suturae praefronteantennales (Sp) sind

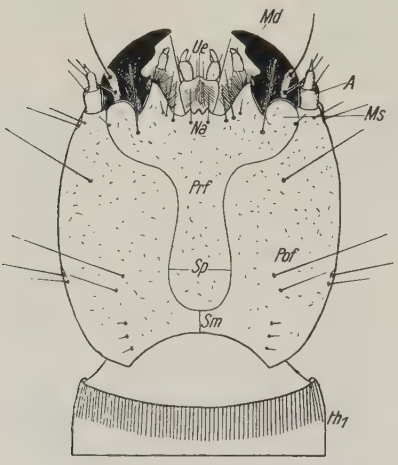


Abb. 1. *Agriotes obscurus* L. Altlarve. Kopf, dorsal gesehen.
Prf Praefrons, *Pof* Postfrons, *Sm* Sutura metopica, *Sp* Suturae praefronteantennales, *Ms* Mandibularsklerit, *Na* Nasale, *Md* Mandibel. *A* Antenne, *Ue* Unterlippe, th_1 1. Thorakalsegment.

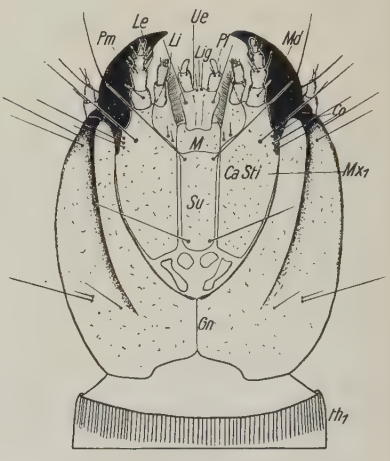


Abb. 2. *Agriotes obscurus* L. Altlarve. Kopf, ventral gesehen.
Gn Gularnaht, *Co* Condylus, Mx_1 1. Maxille, *Ca* Cardo. *Sti* Stipes, *Pm* Palpus maxillaris, *Le* Lobus externus, *Li* Lobus internus, *Su* Submentum, *M* Mentum, *Lig* Ligula, *Pl* Palpus labialis. Die übrigen Bezeichnungen wie in Abb. 1.

in ihrem ganzen Verlaufe deutlich. Die Praefrons (Prf) wird am Vorderrande des Kopfes von einer schmalen, quer liegenden Chitinplatte gebildet, die nach hinten zu in einen durch die Kopfsuturen begrenzten Stiel ausgeht. An den Seiten der Praefrons (Prf) springen jederseits die dunkelgefärbten, gerundeten Mandibularsklerite (Ms) (Anguli frontales) hervor, die mit je einem nach innen anschließenden größeren Zahnvorsprung auf ihrer Ventralseite die Ansatzstelle für die Mandibeln bilden. Diese Zahnvorsprünge zeigen ventral eine außerordentlich dichte, goldgelbe Behaarung. Der mittlere frontale Teil der Vorderstirn wird von Henriksen (1911) als Nasale (Na) bezeichnet und ist ein wichtiges systematisches Merkmal. Das Nasale springt leicht vor, ist dunkel gefärbt und trägt drei oder weniger spitze Zähne. Die Chitinanhänge der Praefrons beschränken sich auf je 4 Borsten rechts und links vom Scheitel hinter dem Nasale. Horst (1922, S. 23) zeichnet an dieser Stelle nur je eine Borste ein. Außerdem befindet sich im Winkel zwischen Mandibularsklerit und dem großen Zahnvorsprung je eine große Borste. Die Behaarung der Postfrons ist aus Abb. 1 ersichtlich.

Die ventralen Teile des dorsalen Craniums (s. Abb. 2) gehören zur Postfrons (Pof) und greifen bis zu $^1/_4$ der Gesamtbreite auf die Ventralseite über. Im hinteren Teil stoßen sie in einer bis zum Submentum (Su) reichenden Gularnaht (Gn) zusammen. Die Behaarung dieses Teiles der Kopfkapsel zeigt Abb. 2.

Die Augenflecke (s. Abb. 4) liegen jederseits in Einzahl lateral hinter den Fühlern und sind als typische Larvenstemmata anzusprechen.

Die Fühler (A) (s. Abb. 1) sind kurz, dreigliedrig und erreichen etwa die halbe Länge der Mandibeln. Das Grundglied ist kurz, dick und hell; das zweite Glied ist gleich lang, aber etwas gegen das vorhergehende verjüngt.

Die Beborstung ist nach Horst (1922, S. 24) unregelmäßig und nicht konstant. Die Konstanz ist aber nur scheinbar teilweise nicht gewahrt, da die Chitinanhänge, insbesondere die am Kopf, durch die dauernde Bewegung im Boden leicht beschädigt werden und verloren gehen. Frisch gehäutete Larven zeigen sowohl regelmäßige wie konstante Anordnung der Chitinanhänge.

Die Mundteile gestatten bis zu einem gewissen Grade Rückschlüsse auf die noch unerforschten Ernährungsverhältnisse. Die räumliche Anordnung der Mundelemente in einer sehr flach gedrückten Ellipse zeigt den Mundeingang als schmalen Spalt, der zudem durch einen gut ausgebildeten Haarbesatz wie durch ein feines Filter geschützt ist.

Die Oberlippe fehlt, sie ist auch nicht als ventralwärts unterschlagene Bildung nachzuweisen.

Die Oberkiefer (Md) (s. Abb. 3) sind sichelförmig, spitz nach oben zulaufend, kurz und kräftig. Die dorsale Seite ist im oberen Teil leicht gekielt. Die Außenseite ist über der lateralen Insertionsstelle auf etwa ein Drittel der Gesamtlänge eingebuchtet und hat einen wulstigen Rand.

Systematisch wichtig sind die zahnartigen Vorsprünge an der Innenseite der Mandibel. Etwa zur Mitte befindet sich das Retinaculum (Re), ein nach innen hakenförmig vorspringender, kleiner, spitzer Zahn. Im oberen Drittel, nahe der Kieferspitze, entspringt auf breiter Basis ein etwas unpassend als „Ersatzzahn" (Ez) (Znamenskij 1927, S. 38) bezeichnetes stumpfes Gebilde, der nur einigen Arten der Gattung *Agriotes* Eschsch. zukommt: *Agriotes obscurus, A. lineatus, A. sputator* und *A. ustulatus.* Nach Znamenskij (l. c.), der diese

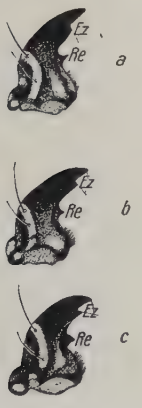


Abb. 3.
Linke Mandibeln von a) *Agriotes obscurus* L. a) *Agriotes spectator* L. c) *Agriotes lineatus* L. *Re* Retinaculum, *Ez* Ersatzzahn.

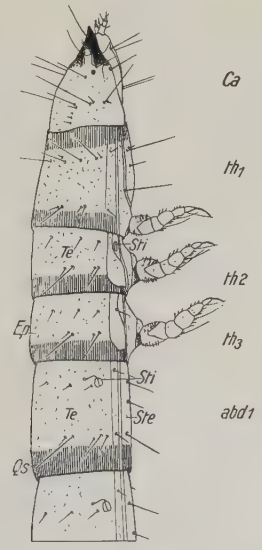


Abb. 4. *Agriotes obscurus* L. Altlarve. Vorderes Körperende, lateral gesehen. *Te* Tergum, *Ep* Epimeron, *Ste* Sternum, *Sti* Stigma, *Qs* Quersaum, *Ca* Kopf, th_1, th_2, th_3 1., 2. und 3. Thorakalsegment; abd_1 1. Abdominalsegment.

Tatsache erstmalig betont hat, bietet die Lage dieses „Ersatzzahnes" ein brauchbares Trennungsmerkmal für die genannten Arten, die sich im übrigen als Larven nur sehr schwer bestimmen lassen. Der „Ersatzzahn" bildet einen für jede Art charakteristischen Winkel mit der Längsachse der Mandibel (s. Abb. 3). Die Angaben von Znamenskij habe ich an reichlichem Material von *Agriotes*

obscurus, *A. lineatus* und *A. sputator* nachgeprüft. Dabei habe ich für *A. obscurus* (s. Abb. 3 a) einen stumpfen Winkel von 110—120° für *A. lineatus* (s. Abb. 3 c) einen spitzen Winkel von etwa 60° und für *A. sputator* einen annähernd rechten Winkel (s. Abb. 3 b) gefunden. Die starke Inanspruchnahme der Mandibel, insbesondere auch bei der Bewegung im Boden, führt leicht zur Abnutzung. Vor der Häutung stehende Larven haben meist stark lädierte Zähne. Das gleiche gilt für die Bezahnung des Epistoma. Frisch gehäutetes Material zeigt die genannten Unterschiede aber deutlich. Ebenso habe ich bei meinen in Moorboden gehaltenen Larven kaum Überschneidungen gehabt.

Die Mandibel trägt eine kräftige, lange Borste in der Mitte auf dem äußeren Seitenrande und eine andere im unteren Drittel nahe der Basis auf dem dorsal gelegenen Teil des Wulstes. Die ventrale Innenseite der Oberkiefer unterhalb des Retinaculum trägt sehr dichten Haarbesatz.

Eine falsche Vorstellung erwecken zwei Mandibelabbildungen von Horst (1922, S. 25). Die Basisbreite ist im Verhältnis zur Länge viel zu groß gehalten. Die oben erwähnte Ausbuchtung auf der Außenseite fehlt vollkommen. Die dafür gezeichnete Kielleiste ist in Wirklichkeit nicht vorhanden, ebenso der für die Mitte der Außenseite angegebene schwache Vorsprung. Der Ersatzzahn ist nur schwach angedeutet. Sollte er lädiert gewesen sein, so paßt er nicht zu der scharfen unabgenutzten Mandibelspitze.

Die Unterkiefer (Mxl) (s. Abb. 2) sind mit der Unterlippe einheitlich vorstreckbar. Die Einzelteile sind unschwer mit denen typisch gebauter Maxillen zu homologisieren. Cardo und Stipes (Ca — Sti) der 1. Maxillen sind miteinander verwachsen. Der Palpus maxillaris (Pm) ist viergliedrig, dessen Außenlobus (Le) zweigliedrig. Der Innenlobus (Li) ist eingliedrig und rudimentär.

Die Unterlippe (Ue) zeigt die Stipites palporum labialium miteinander verwachsen, bei dorsaler Betrachtung ist die trennende Sutur noch deutlich. Median am Vorderende springt die mit zwei kräftigen Borsten besetzte Ligula (Lig) hervor. Lage und Zahl der Chitinanhänge sind aus Abb. 4 ersichtlich. Wichtig ist die dorsale Behaarung. Diese ist beim Mentum (M) im oberen Teile sehr dicht, ebenso beim Palparium und dem oberen Teile der Stipites der Maxillen. Etwa in halber Höhe des Mentums mündet der Ösophagus. Die Haare in ihrer Gesamtheit stehen reusenförmig um diese Öffnung nach vorn gerichtet und bilden im oberen Mundteil ein dichtes Haarfilter, das durch den Haarbesatz der beiden großen epistomalen Vorsprünge und der unteren, inneren Mandibelhälften noch verstärkt wird.

Die bislang auch in ihren einfachsten Fragen unbekannten Ernährungsverhältnisse erfahren durch die Morphologie der Mundwerkzeuge eine gewisse Klärung. Die weiteren Arbeiten werden dadurch in eine bestimmte Richtung gewiesen, wie sie Langenbuch (1932, S. 297—299) bereits angedeutet hat. Im Zusammenhang mit der alle anderen ökologischen Faktoren an Bedeutung für die Lebenserscheinungen der Elateridenlarven überragenden Feuchtigkeit spricht Langenbuch das Feuchtigkeitsbedürfnis der Drahtwürmer als eine Folge der Ernährungsweise an. Darmuntersuchungen haben in keinem Falle irgendwelche definierbaren Bestandteile im Darm ergeben, sondern nur eine mehr oder weniger konsistente, verschieden gefärbte Flüssigkeit. Del Guercio (1910) will allerdings organische, zersetzte Substanzen im Darm gefunden haben. Nach Langenbuch hat der starke Haarbesatz möglicherweise eine doppelte Aufgabe: „Die engen Zwischenräume zwischen den Haaren ermöglichen oder erleichtern durch ihre Kapillarwirkung die Aufnahme der Bodenfeuchtigkeit; die Haare in ihrer Gesamtheit aber bilden ein Filter, welches nur flüssigen Stoffen den Durchschnitt gestattet, feste Bestandteile aber zurückhält." Es scheint danach nicht ausgeschlossen, daß die Larven nur flüssige Nahrung aufnehmen. Der enge, schmale Mundeingang spricht dafür, ebenso der filterartige Haarbesatz darin.

Der Prothorax (th 1) (s. Abb. 4) ist unter den drei Brustringen der größte Abschnitt und so lang wie der übrige Thorax zusammengenommen. Rücken

und Teile der Seite deckt mantelartig ein großes, kräftiges Chitinschild (Te). Die mediane Sutura dorsalis ist die einzige Nahtbildung und verläuft bis zum 8. Abdominalsegment. Die dorsale Tergitplatte geht lateral, fast ventral, in je eine schmale Chitinleiste, das Epimeron (Ep), über. Die Verwachsungsstelle kennzeichnet eine mehr oder weniger breite Sutur. Die Bauchseite zeigt ein stark entwickeltes Akrosternit. Das erste Beinpaar inseriert am distalen Rande des Segmentes.

Am Meso- und Metathorax (th 2, th 3) inserieren die Beine etwa in der Mitte des Sternums. Der Mesothorax trägt ein großes Stigmenpaar (Sti), das lateral zwischen Sternum und Epimeron in einem kleinen Chitinstück liegt. Charakteristisch ist die Doppelöffnung, wie sie zuerst von Schiødte (1870, S. 152) beschrieben wurde. Beide Öffnungen liegen in einem gemeinsamen Ring und zeigen einen breiten gerieften Rand. Die spaltförmige Öffnung ist reichlich gezähnt und gegen Verschmutzung gesichert. Form und Bezahnung der Bruststigmen sind gelegentlich zur Unterscheidung der *Agriotes*-Arten herangezogen. Vornehmlich Roberts (1928, S. 93) glaubt, in der Stigmencharakteristik ein sicheres Kriterium gefunden zu haben. Das größte Stigma soll *Agriotes lineatus* haben mit etwa 80—96 Zähnen auf jeder Seite. Dann folgt das kleine, gedrungene Stigma von *A. obscurus* mit 40—50 Zähnen. Znamenskij (1927, S. 37) gibt ebenfalls eine solche Übersicht. Eine Nachprüfung dieser Befunde ergab, daß die von Roberts genannte unterschiedliche Gestalt der Stigmen bei meinem Material nicht in Erscheinung trat. Die Werte für die Bezahnung überschnitten sich so oft, daß ich die Stigmencharakteristik nicht als artspezifisch werten konnte.

Der Hinterrand der Segmente des Thorax (beim Prothorax auch der Vorderrand) und des Abdomens (mit Ausnahme des letzten) zeigt in einer Breite von $^1/_4$—$^1/_5$ der Segmentlänge einen längsnadelrissigen Saum (Qs) (s. Abb. 4—7). Bei den Thorakalsegmenten beschränkt sich dieser Quersaum auf die einheitliche Tergit- und Epipleuralplatte. Die Sternalplatte zeigt hier eine besonders kräftige Runzelung, der Quersaum fehlt ganz.

Nach Horst (1922, S. 26) tragen alle genannten Segmente den Quersaum am Vorder- und Hinterrande. Auch soll er auf das Tergit beschränkt sein. Horst belegt dies durch Abbildungen, die aber nicht mit dem Text übereinstimmen. Die Darstellung hinsichtlich der Beborstung und des Quersaums ist irrig.

Die Behaarung ist beim Prothorax auf Tergum und Akrosternit, bei Meso- und Metathorax auf das Tergum beschränkt. Die Verteilung der Chitinanhänge geht aus der Abb. 4 hervor.

Die Oberfläche aller Chitinelemente ist fein und unregelmäßig gerieft und punktiert. Kleine, unregelmäßig verteilte Grübchen liegen besonders im mittleren Teil des Tergites um die Sutura dorsalis (Sd) (s. Abb. 5).

Im Abdomen sind die ersten 8 Segmente untereinander gleichgebaut und zeigen, abgesehen von der Ventralseite, den gleichen Bau wie Meso- und Metathorax. Infolge der unmerklichen Verjüngung des Segmentes im vorderen Teil zeigt das Tergit in der Fläche trapezförmige Gestalt.

Die abdominalen Stigmen (Sti) (s. Abb. 6) liegen lateral im Tergit, dem Vorderrand genähert. Horst (1922, S. 27) zeichnet irrtümlich die Stigmen am distalen Ende des Segmentes ein, sie liegen aber apikal.

Die Ventralseite der ersten 8 Abdominalsegmente zeigt eine einheitliche, aus Sternal- und Hypopleuralskleriten nahtlos verwachsene Sternalplatte. Die Sternite sind fein und mäßig gerunzelt. In der Gesamtfärbung sind sie heller gehalten als die Tergite.

Die Chitinanhänge der abdominalen Tergite bestehen aus 4 Querreihen mit 2 kleinen, 4 großen und 2 kleinen, 4 großen und 4 kleinen Haaren. Das Epimeron trägt am apikalen Ende eine lange, am distalen Ende eine kleine Borste. Auf dem Sternum stehen am Vorderrande und am Hinterrande je 2 große und 2 kleine Haare, von denen die kleinen in der Mitte liegen. Die Anordnung der Chitin-

anhänge auf der Dorsal- und Ventralseite habe ich bei beiden *Agriotes*-Arten gleich und konstant gefunden.

Die Behaarung ist bei Beling (1883, S. 140) wie auch bei Henriksen (1911, S. 244) nur unvollständig angegeben. Beling übergeht die Regelmäßigkeit der Anordnung, wie auch Horst (1922, S. 29), der für *Agriotes obscurus* angibt: „Die Beborstung der *obscurus*-Larve ist wenig auffallend und mit bloßem Auge kaum zu erkennen. Dennoch könnte man eine gewisse Regelmäßigkeit gelten lassen. Jederseits der Dorsalsutur stehen auf jedem Tergit 2 kleinere Borsten am distalen, 2 größere und eine kleinere am apikalen Ende. Sonstige übereinstimmende Reihen lassen sich nicht konstruieren." Ein Hinweis auf die Abbildungen 4—7 mag zur Berichtigung genügen.

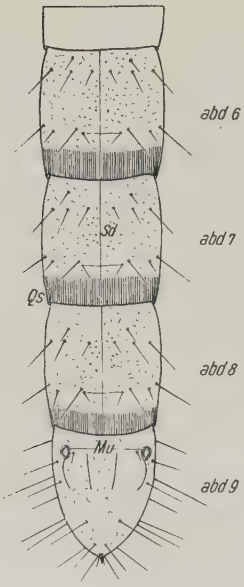


Abb. 5.
Agriotes obscurus L. Altlarve. Hinteres Körperende, dorsal gesehen. *Sd* Sutura dorsalis, *Mu* Muskelgrube. Die übrigen Bezeichnungen wie vor.

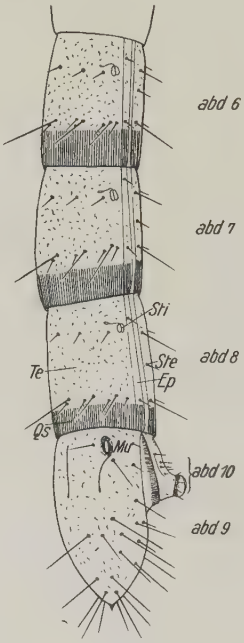


Abb. 6.
Agriotes obscurus L. Altlarve. Hinteres Körperende, lateral gesehen. Bezeichnungen wie vor.

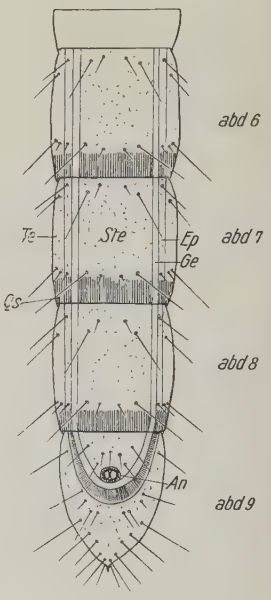


Abb. 7.
Agriotes obscurus L. Altlarve. Hinteres Körperende, ventral gesehen. *An* Analrohr, *Ge* Gelenkhaut. Die übrigen Bezeichnungen wie vor.

Das 9. Abdominalsegment (s. Abb. 5—7) ist konisch-paraboloidisch gestaltet. Dorsal ist es leicht ausgebaucht. Das Segment mißt etwa 3,5 mm. Für die Larvensystematik ist das Terminalsegment wohl das wertvollste Kriterium. Die Tergitplatte ist ungewöhnlich mächtig entwickelt und umgreift fast das ganze Segment, das in eine dunkelbraune Spitze ausläuft. Anatomisch wichtig sind zwei jederseits dorsolateral gelegene Bildungen am apikalen Ende des Segmentes: Ovale bis kreisrunde Flecken mit mehr oder weniger spaltförmiger Öffnung (Mu). Diese zeigen sich bei näherer Untersuchung als Ausmündungen fast kugelförmiger, von einer starken Chitinwand ausgekleideter Hohlräume. Im Innern sind diese Gruben mit feinen gelben Haaren besetzt. Der Rand der Öffnung ist stark chitinisiert und braunschwarz. Vom unteren Ende dieser Gebilde verläuft eine zuerst tiefere und breitere, dann feiner werdende Linie bogenförmig etwa bis zur Mitte des Tergites.

Die Bedeutung dieser Gruben ist wiederholt erörtert worden. Roberts (1919, S. 119) erkannte ihnen Sinnesfunktion zu, Horst (1922, S. 28) hält sie für ein modifiziertes Stigmenpaar. Schiødte (1870) und Henriksen (1911, S. 230) halten die Vertiefungen für Muskelinsertionsstellen. James (1927, S. 472 bis 474) schließt sich dieser Auffassung an. Die Gruben sind innen fest von Muskelgewebe umschlossen, an ihnen inseriert ein stärkerer Muskelstrang. Die Frage nach einer Sinnesfunktion verneinte James. Auch Langenbuch (1932, S. 285/6) fand keine nervösen Elemente. Nach ihm sind die Gruben bald nach jeder Häutung mit erdigen Bestandteilen gefüllt, die von den Haaren in der Grube festgehalten werden und sich nur sehr schwer entfernen lassen. Diesen Befund vermag ich nicht zu bestätigen. Ich habe die Gruben stets leicht säubern können. Zudem fand ich des öfteren Larven, deren Gruben nicht verschmutzt waren.

An das Tergit schließt sich halbkreisförmig das stark veränderte, durchgehend geriefte Epimerit an. Das Sternum ist hell gefärbt wie die übrige Bauchseite und mäßig fein gerunzelt.

Am distalen Ende des Sternums (s. Abb. 6) befindet sich das Analrohr (An) mit der Analöffnung. Im Analrohr ist zweifellos noch ein weiteres Abdominalsegment zu erblicken, in das Tergit, Epimeron und Sternum eingegangen sein müssen (Henriksen 1911, S. 230, Horst 1922, S. 29). Das Analrohr fungiert als Nachschieber bei der Bewegung. Das Analrohr trägt auf einem gerieften breiten Saume acht regelmäßig verteilte, kleine Haare.

Die Skulpturen des Segmentes zeigen sich als feine, strichförmige, unregelmäßig verteilte Riefen und punktförmige Vertiefungen. Die vielen napfförmigen Grübchen, die Horst (1922, S. 29) für dieses Segment einzeichnet, habe ich nicht gefunden. Zwischen den, von den Gruben ausgehenden, bogenförmigen Furchen laufen in gleicher Länge jederseits der Mittellinie, leicht konvergierend, zwei feine Linien.

Die Chitinanhänge des Terminalsegmentes lassen wieder eine durchaus regelmäßige Anordnung erkennen. Das Tergit trägt jederseits neben den Muskelgruben nach innen zu ein feines Haar. Die Segmentspitze zeigt dorsal und ventral je zwei lange, feine Haare. Dann folgen parallel zwei weitere Reihen von je 4 Borsten. An der Außenseite, neben der Grubenfurche, an ihrem Ursprung und Ende, stehen jederseits 2 weitere Haare. Ventral liegen, abgesehen von der Spitze, zwei bogig, einander parallel laufende Haarreihen, deren Anordnung aus Abb. 7 hervorgeht.

Zum Schluß dieser morphologischen Ausführungen scheint mir eine Gegenüberstellung der Larven beider *Agriotes*-Arten zweckmäßig. Nach meinen bisherigen Erfahrungen ist der Grundton der Färbung bei *Agriotes obscurus* etwas dunkler und glänzender gehalten. Die von Roberts (l. c.) vorgeschlagene Stigmencharakteristik ist unzureichend. Als brauchbares Unterscheidungsmerkmal der *Agriotes*-Arten unter bestimmten Bedingungen halte ich nur die Bestimmung nach der Lage des „Ersatzzahnes" an der Mandibel für wertvoll. Solange die Kiefer wenig angegriffen waren, ist eine Bestimmung der Larven, deren Richtigkeit ich durch Zucht erweisen konnte, möglich gewesen. Mit diesem Merkmal werden wir uns vorderhand begnügen müssen. Alle übrigen, in der Literatur genannten Merkmale, die sich auf die Runzelung (Beling 1883, S. 141) auf die Form des Sternums und die Tiefe der Furchen des 9. Abdominalsegmentes (Horst 1922, S. 30) beziehen, haben sich nicht verwerten lassen.

B. Lebensgewohnheiten.

a) Lebensraum.

Mit Ausnahme der xylophagen Arten leben unsere heimischen Schnellkäferlarven im Boden. Schon die frisch geschlüpften Larven

fliehen direktes Licht und suchen sich im Boden zu verbergen. Anscheinend steht das Tier dabei unter einem thigmotaktischen Reiz oder es ist negativ phototaktisch. Die Larven sind dem Bodenleben bestens angepaßt, sie vermögen aber auch auf der Erdoberfläche ausdauernd zu kriechen. Vor Abschluß des Larvenlebens bleiben die Tiere im allgemeinen an den Ort ihrer Geburt gebunden. Im Einklang mit den Brutgewohnheiten der Käfer zeigt sich stets eine nesterweise Verteilung der Larven im Boden. Horizontale Wanderungen sind nur insoweit festzustellen, als befallene Stellen sich von Jahr zu Jahr vergrößern.

Die Ansprüche der einzelnen Arten an die Natur des Bodens wechseln durchaus und sind im einzelnen noch wenig geklärt. Ganz allgemein konnten bestimmte Grundbedingungen ermittelt werden, auf die an anderer Stelle (Subklew 1934) näher eingegangen ist *Agriotes lineatus* und *A. obscurus* kommen in schwerem und leichtem Boden vor, doch sind bewachsene Böden, wie Weiden, Klee und stark verunkrautete Schläge durchweg stärker besiedelt als offenes Land. In Bearbeitung stehendes, verseuchtes Feld ist zumeist noch aus der Zeit vor dem Umbruch aus Grünland befallen. *Agriotes obscurus* fand ich allgemein weiter verbreitet, sowohl in leichten, teils sandigen, als auch in schweren, lehmigen und tonigen Böden und im Moor. *Agriotes lineatus* trat dagegen mehr lokal auf und zur Hauptsache in stark humushaltigem Boden, besonders in Moorboden, aber nicht auf schwerem Boden. Voraussetzungen sind bestimmte Temperatur- und Feuchtigkeitsbedingungen.

b) Nahrung.

Die große Mehrzahl unserer Elateridenarten lebt nach der bisherigen Meinung von verwesenden tierischen und pflanzlichen Substanzen und wird auch gelegentlich räuberisch. Die im Ackerbau schädlichen Larven (etwa 1 Dutzend) leben vorwiegend phytophag, unter ihnen auch *Agriotes obscurus* und *A. lineatus*. Die Junglarven sollen sich von Moderteilen nähren.

Roberts (1919, S. 125) beobachtete bei Junglarven eine braune Darmfüllung in humusreichem Boden, eine grüne in mit Moos bepflanzten Kästchen. Nach Znamenskij (1926, S. 161) leben die Tiere während des ersten Jahres von Pflanzenresten und nur in geringem Maße von frischen Graswurzeln. Rambousek (1929/30, S. 198) konnte *Agriotes*-Junglarven 6 Wochen lang, Mesnil (1930, S. 188) 6 Monate lang ohne Nahrung halten. Langenbuch (1932, S. 286) gibt an, daß die Junglarven bereits wenige Tage nach dem Schlüpfen Nahrung zu sich nehmen: im Boden verteilte organische Substanz, aber auch Kartoffelscheiben.

In eigenen Versuchen konnte ich einerseits wenige Tage nach dem Schlüpfen an dem schwarzbraunen Darminhalt (die Tiere befanden sich in Moorboden) eine Nahrungsaufnahme feststellen, anderseits die zur Beobachtung gesonderten Tiere in feuchter Kammer etwa 4 Wochen ohne Nahrung halten. Eine Nahrungsaufnahme unmittelbar nach der Geburt scheint danach nicht unbedingt erforderlich zu sein. Bei ge-

nügender Feuchtigkeit leben die Junglarven gut einige Wochen ohne Nahrung.

Für die älteren *Agriotes*-Larven nimmt man an, daß sie in Ermangelung lebender Pflanzen sich fakultativ von Humus nähren und auch zeitlebens damit auskommen können (Ford 1917, S. 99, Roberts 1919, S. 128, Flachs 1929, S. 514, Rostrup und Thomsen 1931, S. 139). Nach Rambousek (1929/30, S. 199) ziehen die Larven Stoffe mit beginnender Fäulnis frischen Pflanzenteilen vor. Das Ergebnis experimenteller Untersuchungen Langenbuchs (1932, S. 293 bis 295) besagt, daß die hier in Frage stehenden Larven „wahrscheinlich auch im Freien so lange vorwiegend von den im Boden vorhandenen organischen Bestandteilen" leben, wie ausreichende Bodenfeuchtigkeit vorhanden ist. Erst, wenn entweder zu wenig Wasser oder nicht genügend Humus zur Verfügung steht, werden lebende Pflanzen angegangen. Diese Auffassung vermag aber nur einen geringen Teil der bisherigen Beobachtungen zu erklären. Nicht im Einklang damit steht die Erfahrung, daß *Agriotes lineatus* auf ausgesprochenem Moorboden bei hinreichender Bodenfeuchtigkeit während der Vegetationsperiode Jahr für Jahr die angebaute Frucht heimsucht. Es bestätigt sich dabei nur teilweise, daß befallene Felder in ihren feuchteren Bezirken weniger Schaden nehmen.

Hinsichtlich lebender pflanzlicher Nahrung sind unsere Larven wohl ausgesprochen omnivor. Befallene Pflanzen werden unterschiedslos in allen unterirdischen, besonders weichen und saftreichen Organen befressen. Ausschlaggebend ist die Struktur des Gewebes, nicht die systematische Stellung der Pflanze. Fraß an oberirdischen Pflanzenteilen ist ebenfalls wiederholt beobachtet worden.

Hauptnährpflanzen sind Halmfrüchte, Rüben und Kartoffeln. Daneben werden genannt: Kleearten, Sellerie, Möhren, Tomaten, Salate, Kohlgemüse, Erdbeeren, Spargel, Gurken, Zierpflanzen aller Art usw. Blunck und Merkenschlager (1926) berichten über starken Fraßschaden an Hopfen in Mittelfranken. Sojabohnen wurden noch bei 50 cm Höhe und bereits verholztem Wurzelhals zum Absterben gebracht (Wahl 1921, S. 195). Bei Reben werden nur junge Triebe und Knospen beschädigt (Seufferheld 1914, S. 99/100), Lüstner 1904, S. 134, Fabiani 1909, S. 203, Joffe 1931, S. 197). Schuch (1896, S. 32) berichtet über die Zerstörung der Rebenveredlungen in der Steiermark und im Gebiet von Tokay. Noël (1909, S. 168) verzeichnet einen Rebenschaden durch *Agriotes obscurus* in Montpellier bis zu 90 %. Leguminosen werden weniger gern genommen (Daehne (1913/14, S. 19). Raps und Flachs leiden weniger, ebenso Lupinen (Ritzema Bos 1891, S. 281, Wilke 1927, S. 48). v. Gumpenberg (1880, S. 67) meldet die restlose Vernichtung einer Sämlingszucht von *Pinus picea* in Görz durch *A. lineatus*. Roberts (1919, S. 116) fand die Larven durch Benagen der Rinde und Bohren im Wurzelholz von Pfirsichbäumen in Irland schädlich. 1925 mußte durch die Biologische Reichsanstalt in Elmshorner Rosenschulen gegen *Agriotes*-Larven vorgegangen werden, 1933 verursachten diese starken Schaden in einer *Mentha*-Kultur im Solling. Bencomo (1915) verzeichnet empfindliche Verluste an Tabak auf Kuba. Mais, Zuckerrohr, Bananen usw. leiden ebenso.

Gewisse Pflanzen werden von den Larven weniger gern genommen. Vermutlich hängt das mit deren Gehalt an scharfen, lokalreizenden

Stoffen zusammen. Weißer Senf, Meerrettich, Buchweizen, Färberwaid, Hederich, Zwiebeln usw. gehören zu diesen „immunen" Gewächsen. Aber auch sie sind nicht befallsfrei, wenn sie auch weniger leiden als

Abb. 8. Drahtwurmfraß (*Agriotes obscurus* L.) an Meerrettich. — Original.

andere. Fraß an Hederich und Weißem Senf habe ich wiederholt im Freiland beobachtet. Wilke (1927, S. 48) berichtet über Fraß an Meerrettich in Oberfranken. 1931 kam ein erheblicher Schaden in einer 370 000 Stück umfassenden Meerrettichpflanzung bei Harburg zur Anzeige. Neben Schwachwüchsigkeit und ungünstigen Bodenverhältnissen war der Drahtwurm *(Agriotes lineatus)* wesentlich am Untergang der Pflanzung beteiligt. Die Larven befraßen in erster Linie die jungen Triebe und brachten die Blattstiele zum Absterben (s. Abb. 8). Daneben waren die Fechser überall angebohrt. Wie Abb. 9 zeigt, wurde aber nur die Rindenschicht befressen. Ob die festere Struktur des Markzylinders oder ein stärkerer Senfölgehalt an dieser Stelle den Weiterfraß verhinderte, kann nicht gesagt werden. Über Fraß an Blumenzwiebeln (Gladiole) berichtet Pape (1927, S. 260). Popoff (1929, S. 21) schreibt, daß *Agriotes lineatus* neben *Helemyia antiqua* den Speisezwiebelanbau in der tartarischen Republik empfindlich schädigt. Fraß an Mohn registriert Schmellekamp (1913, S. 316).

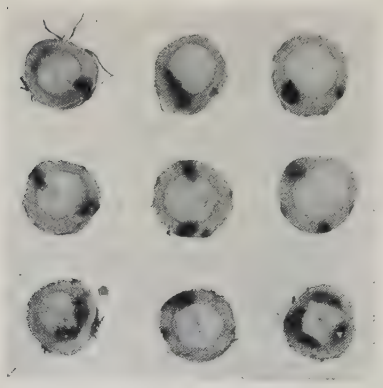


Abb. 9. Drahtwurmfraß (*Agriotes obscurus* L.) an Meerrettich. Fechserquerschnitte. Original.

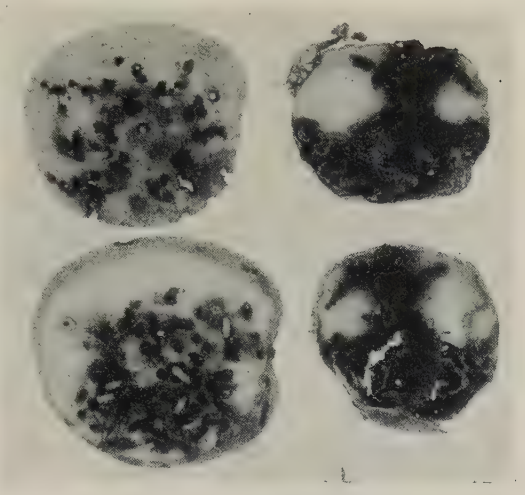
Das Schadbild der befallenen Pflanze wechselt mit deren Art und Entwicklungsstadium.

Auf die fehlerhafte Darstellung des Fraßes an einer jungen Roggenpflanze im Sorauer (1928, Bd. 5, II, S. 115) und bei Horst (1922, S. 11), die dieser von Jablonowski übernommen hat, sei hier aufmerksam gemacht. Die Größe der Pflanze, die Bestockung der unterirdischen Teile, sowie die Blattbildung sind in einem ganz falschen Verhältnis wiedergegeben.

Abb. 10a zeigt links eine jüngere, rechts eine ältere, stark befallene Kartoffelknolle, beide durchschnitten. Nach Xambeu (1912) bohren sich die Larven durch die Augen in die Knollen ein. Ich kann diese Angabe nicht bestätigen. Abb. 10b bringt die hart mitgenommenen, unterirdischen Stengelteile einer Kartoffelstaude, bei der die Mutterknolle bereits innen ausgefressen ist.

Abb. 11 und 12 stellen Fraßbilder an Quecke und Getreidekörnern dar.

Ein großer Teil der Elateridenlarven lebt karnivor und nimmt je nach Gelegenheit pflanzliche und tierische Kost zu sich. Insbesondere die räuberischen Holzbewohner gehören hierher. Unter den im Feldbau schädlichen Arten zählen vor allem *Selatosomus aeneus* und *Lacon murinus* zu den fakultativen Fleisch-



a

b

Abb. 10. Drahtwurmfraß (*Agriotes lineatus* L.). — Original. *a* an Kartoffelknollen, *b* an Kartoffeltrieben.

fressern. Über *Agriotes*-Arten liegen in dieser Hinsicht wenig einwandfreie Meldungen vor.

Ritzema Bos (1891, S. 281) sah die Larven Fliegenmaden, Raupen und eine tote Schnecke fressen. Nach Roberts (1919, S. 131) leiden die Larven von *Agriotes obscurus* besonders zur Zeit der Häutung unter der kannibalischen Neigung ihrer Artgenossen. *Selatosomus-* und *Athous*-Larven zeigen ausgesprochene Karnivorie, wie ich Langenbuch (1932, S. 287/88) bestätige. In Kulturen ist Kannibalismus eine lästige und oft beklagte Erscheinung. Nach Langenbuch (l. c.) unterbleibt er bei Vorhandensein genügenden Futters und ausreichender Bewässerung. In meinen Zuchten beobachtete ich Kannibalismus unter *Agriotes*-Larven nur bei abnormen Lebensverhältnissen.

Auf Grund wiederholter Befunde im Freiland glaube ich aber, daß *Agriotes*-Larven bei normal phytophager Lebensweise auch gelegent-

Abb. 11. Drahtwurmfraß (*Agriotes* spec.) an Quecke. Original.

Abb. 12. Drahtwurmfraß (*Agriotes* spec.) an Hafer- und Weizenkorn. — Original.

lich fleischliche Nahrung aufnehmen. Der in Abb. 13 wiedergegebene, beim Pflügen gefundene Engerling ist gleichzeitig von drei *obscurus*-Larven angefressen. Ob der in Abb. 14 aufgenommene *Julus* lebend überfallen wurde, weiß ich nicht. Wahrscheinlich handelt es sich um ein totes oder doch bereits stark geschwächtes Tier, das angegangen wurde.

Zusammenfassend ist zu sagen, daß wir die Larven von *Agriotes lineatus* und *A. obscurus* mit hoher Wahrscheinlichkeit als fakultative Humusfresser anzusehen haben, die aber nach dem ersten Entwicklungsjahr auch lebende Pflanzenteile angehen und dann vorwiegend phytophag leben. Gelegentlich kommt dazu auch Karnivorie.

Unter den Nahrungsbedarf und Nahrungsaufnahme regelnden selbständigen Faktoren spielt die Feuchtigkeit des Bodens eine besondere Rolle. Wenn an anderer Stelle sichergestellt werden konnte (Subklew 1934), daß die Ansprüche der Larven an die relative Luftfeuchtigkeit außerordentlich hoch, nämlich zwischen 96 und 100 % liegen, anderseits aber die Larven eine relative Wasserkapazität von etwa 80 % im Boden bevorzugen, so scheint der darin liegende Widerspruch ausschließlich ein ernährungsphysiologisches Problem zu bergen. Dafür sprechen auch die Versuche Langenbuchs (1932, S. 297 bis 299). Nach dem früher Gesagten nehmen die hier untersuchten Elateridenlarven höchstwahrscheinlich nur flüssige Nahrung zu sich, wodurch wohl die lange Entwicklungsdauer mitbedingt sein dürfte. Bei dieser Ernährungsweise ist die Larve nicht nur an hohen Wassergehalt der Luft, sondern auch an einen bestimmten Wasserreichtum des Bodens gebunden. Beobachtungen, daß die Larven bei Witterungswechsel, besonders bei fortschreitender Austrocknung des Bodens, plötzlichen Tiefenwechsel vornehmen, finden dadurch eine Deutung. Hiermit sind auch Angaben zu erklären, nach denen auf befallenen Feldern der Fraß in den trockneren Bezirken relativ schwer ist, während die feuchteren Stellen weniger zu leiden haben, ferner Befunde, nach denen sich die Larven vornehmlich in dem dichten, Feuchtigkeit haltenden Wurzelgewirr gewisser Unkräuter aufhalten, ohne dort zu fressen und das sonst gern genommene, umstehende Getreide anzugehen. Diese Erscheinungen — auch Langenbuch verweist auf ein ähnliches Beispiel, wonach sich die Larven bei trockenem Wetter unter Kohlkragen verbargen, ohne die Pflanzen zu beschädigen — fügen sich aber zum Teil noch nicht einheitlich unter die gegebene Erklärung hinsichtlich der Ernährung, weil die Tiere zu bestimmten Zeiten im Jahre auch bei genügender Bodenfeuchtigkeit nicht fressen.

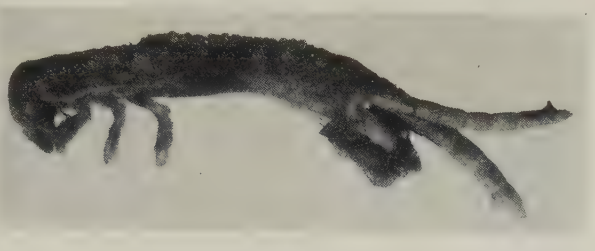


Abb. 13. Engerling von Melolontha, angefressen von Drahtwürmern (*Agriotes* spec.). — Original.

Abb. 14. Tausendfuß, angefressen von *Agriotes* spec. — Original.

c) Jahreszeitliche Wanderungen.

Mit der Art der Ernährungsweise mögen auch zum Teil die periodischen Wanderungen zusammenhängen. Drahtwurmfraß macht

sich maximal im Frühjahr und im Herbst bemerkbar, während in der eigentlichen Sommerzeit kaum über Schaden geklagt wird. Temperatur- und Feuchtigkeitsschwankungen der oberen Bodenschichten bedingen einen, den Jahreszeiten parallelen Wechsel in der Aktivität der Larven, der sich in regelmäßig sich wiederholenden Tiefenwanderungen auswirkt. Dazu kommt die sich in einiger Tiefe während des Sommers vollziehende Häutung, die der Larve eine bestimmte Ruhezeit auferlegt. Je nach den klimatischen Bedingungen zeigen sich die Larven im Frühjahr von Ende März bis Mitte Juni und im Herbst von September bis Anfang Dezember nahe der Erdoberfläche. Im Frühling und im Herbst, nach dem Abklingen und vor Eintritt der Fröste, sind die oberen, feuchten Bodenschichten am dichtesten besiedelt; die Schäden sind zu dieser Zeit besonders groß. Mit zunehmender Austrocknung des Bodens, wodurch ja Nahrungsmangel bedingt ist, gegen den Sommer hin ziehen sich die Larven allmählich in tiefere, feuchte Schichten bis zu 20—40 cm zurück. Während der Herbstmonate, nach der 2. Häutung im Jahre, schädigen sie noch einmal die Wintersaaten und nehmen dann mit Beginn des Frostes den winterlichen Tiefenwechsel vor. Diese periodischen Tiefenwanderungen scheinen demnach ausschließlich vom jahreszeitlichen Witterungswechsel bestimmt zu werden und bedeuten eine einheitliche Reaktion der Larven auf Temperatur- und Feuchtigkeitsschwankungen im Boden. Für die *Agriotes*-Arten setzte die Frühjahrsperiode im schleswig-holsteinischen, bezw. deutschen Beobachtungsgebiet ziemlich pünktlich Ende April ein und dauerte bis Ende Juni. Mitte September begann der Herbstfraß, der Anfang Dezember zum Stillstand kam. Die Aufwärtswanderung erfolgte ganz allmählich und setzte bei günstiger Witterung bereits Anfang März ein.

Feldbewohnende Arten überwintern immer in größerer Tiefe (25 bis 50 cm). Wiesen und Weiden bewohnende Larven bleiben dagegen ganz allgemein auch im Winter nahe der Erdoberfläche, wie sie auch die sommerliche Fraßpause nicht in größerer Tiefe zubringen. Fryer (1920, S. 9) sammelte die Larven bei — 18 ° C in 1—4 cm Tiefe im Grasland. Zur Bestimmung der Überwinterungstiefe wurden vor Beginn der Winterruhe 100 *Agriotes*-Larven in großen, 20 cm weiten Röhren, die im Freiland eingegraben waren, untergebracht. Mitte Dezember bei Frost erfolgte eine Auszählung (s. Tab. 1). Die Frostgrenze lag bei 5 cm. Die meisten Tiere befanden sich bei 30—40 cm Tiefe.

Tabelle 1.

Die Überwinterungstiefe der Larven von *Agriotes obscurus* L.

Bodentiefe cm	Larven %
1—15	4
15—30	26
30—45	53
45—60	17
60—75	0

Eine Schädigung durch Einfrieren im Boden, wie überhaupt durch Winterkälte konnte bislang nicht festgestellt werden.

Die periodische Aktivität der Larven im Freiland kommt auch bei den im Warmhaus gehaltenen Larven zum Ausdruck (Langenbuch 1932, S. 286/87). Bei *Agriotes*-Larven beobachtete ich in Versuchen teils einen Tiefenwechsel, teils, wo dies nicht möglich war, eine Ruhezeit bei durchgehender Fraßunterbrechung während der Monate Juni bis September und Dezember bis März.

d) Die larvalen Häutungen.

Die Zahl der Häutungen ist bei allen Elateriden unbekannt. Roberts (1921, S. 197) errechnet mindestens 9 Häutungen, Horst (1922, S. 9) nimmt 4—6 an.

Junglarven sollen sehr langsam wachsen (Znamenskij 1926, S. 161) und erst im Juni des folgenden Jahres (nach der Geburt) zum ersten Male häuten, 5—6 Wochen später ein zweites Mal. Chrzanowski (1927) beobachtete die erste larvale Häutung nach 3 Wochen, Langenbuch (1932, S. 286) nach 7 Wochen. Im Laboratorium gehaltene Larven häuteten am 31. Oktober noch einmal, im Freiland untergebrachte Larven dagegen nicht.

Die Junglarven schlüpften bei mir allgemein in der Zeit von Mitte bis Ende Juli. Gegen Ende des ersten Stadiums wurde eine geringe Längenzunahme von 2,3 auf 2,9 mm festgestellt. Die erste Häutung beobachtete ich vom 28. September bis 6. Oktober. Die Larven waren jetzt 2,9—3,0—3,1 mm lang. Die zweite Häutung erfolgte im März/April des ersten Lebensjahres. Die Länge betrug dann 3,6—3,75—3,9 mm. Die dritte Häutung lag zwischen Mitte und Ende September. Die Larven waren jetzt 4—5 mm lang. Im April des folgenden Jahres fand der letzte (4.) gelegentlich einer Zucht von mir beobachtete Hautwechsel statt. Länge: 6,3 mm im Durchschnitt. In diesem Alter sind die Tiere bei sorgfältiger Beobachtung zuerst mit bloßem Auge auf dem Felde zu finden. Die Farbe ist jetzt deutlich gelb; Körperform und Behaarung ähneln denen der Altlarve.

Ältere Larvenstadien sollen einmal im Jahre häuten (Ford 1917, S. 112), Horst 1922, S. 9, Mesnil 1930, S. 191 und Rambousek 1929/30, S. 190), nach Roberts (1919, S. 121) und Wieland (1929, S. 127) aber zweimal im Jahre, im Frühjahr und im Herbst.

Für beide *Agriotes*-Arten habe ich regelmäßig eine erste Häutung zwischen dem 15. Mai und 5. Juni und eine zweite zwischen dem 19. September und 2. Oktober beobachtet. Auch Hungertiere häuteten zweimal jährlich.

Bei Annahme einer vierjährigen Lebensdauer der Larven sind danach mindestens 8 Häutungen anzunehmen. Hinsichtlich der Anfangsstadien scheinen jedoch Schwankungen aufzutreten, so daß die Gesamtzahl der Häutungen besser mit 8—10 anzugeben ist. Eine Darstellung der Beziehungen der Körperdimensionen zum Alter der Larven bringt Tab. 2. Die larvale Periode ist mit 4 Jahren angenommen.

Tabelle 2.

Übersicht über die einzelnen Häutungen der Larven von *Agriotes lineatus* L.

Häutung	Körperlänge mm	Kopfbreite mm	Zeit der Häutung	Lebensjahr
Schlüpfen	2,1—2,45	0,25—0,29	12. 6.—30. 6.	
1. Stadium	2,9—3,1	0,3	28. 9.— 6. 10.	1.
2. Stadium	3,6—3,9	0,3	März/April	
3. Stadium	4—5	—	15. 9.— 1. 10.	
4. Stadium	5,9—7,6	—	April	2.
5. Stadium	7,9—8,8	—	September	
6. Stadium	12—14	—	Mai	3.
7. Stadium	16—18	—	September	
8. Stadium	19—21	—	Mai	4.
9. Stadium	20—22	1,8—2	August	
Puppe				

Der Hautwechsel selbst bietet keine Besonderheiten. Die Larve sprengt die alte Hülle im Bereich von Kopf und Thorax in der Sutura metopica und dorsalis. Mit Ausnahme der Mandibelspitzen ist die Haut weißgelb gefärbt und weich. Die Ausfärbung des Chitins ist nach 5 bis 6 Tagen vollendet. Horst (1922, S. 9) nennt 3—4 Tage, Rambousek 1929/30, S. 198) etwa 8 Tage.

VI. Die Puppe. (S. Abb. 15 und 16.)

Die Trennung der Puppen von *Agriotes lineatus* und *A. obscurus* gelang mir nicht. Die Gestalt entspricht einer typischen Pupa libera. Besondere Kennzeichen fehlen. Die Puppen sind 10—12—13 mm lang, 3 mm breit. Die Farbe ist weißgelb. Kopf und Hinterende tragen 4 bezw. 2 braune, dornenartige Stützborsten, die zum Abstützen in der Erdzelle dienen.

Die Verpuppung erfolgt in einer Erdzelle, mit deren Bau die Tiere etwa Mitte Juli beginnen. Frühestens nach 24 Stunden, spätestens nach 2 Tagen ist die Arbeit beendet. Die Puppenwiegen beider *Agriotes*-Arten fand ich im Freiland und in Zuchtgefäßen waagerecht im Boden gelagert, wie ich Horst (1922, S. 14) bestätige. Roberts (1919, S. 131) und Ford (1917, S. 106/7) geben eine senkrechte Lage an. Langenbuch (1932, S. 289) beobachtete das gleiche im Freiland, fand aber die Zellen von *lineatus* in Zuchtgefäßen mehr oder weniger in horizontaler Lage.

Die Verpuppungstiefe wird durch die jeweiligen Bodenverhältnisse bestimmt, insbesondere durch die Feuchtigkeit der betreffenden Stelle. In trockenem Gelände liegen die Puppen tiefer als in feuchterem. *Agriotes lineatus* fand ich in feuchtem Moorboden etwa 10 cm tief, *Agriotes obscurus* in Mineralboden 25—30 cm tief.

Die Zeit der Verpuppung wird übereinstimmend von Ende Juli bis Mitte August angegeben (Beling 1883, S. 141, Henriksen 1911, S. 321, Ford 1917, S. 106/7, Roberts 1919, S. 131, Horst

1922, S. 14, van den Broek und Schenk 1925, S. 35, de Jong 1926, S. 131 und Znamenskij 1926, S. 160). Rambousek (1923, S. 3) und Willaume (1924, S. 86—92) geben die Zeit von Mitte Juni bis Ende Juli an. Zwischen dem 25. und 28. Juli habe ich regelmäßig die ersten Puppen gefunden. Ende August waren alle Käfer geschlüpft. Chrzanowski (1927) sah die Imagines von *Agriotes obscurus* in der Zeit vom 22. bis 26. April schlüpfen. Nach Jablonowski (1909, S. 200) vermag sich der Käfer während des ganzen Jahres zu verpuppen.

Abb. 15. *Agriotes obscurus* L. Puppe, ventral gesehen.

Abb. 16. *Agriotes obscurus* L. Puppe, lateral gesehen.

Die Dauer der Puppenperiode wird in der Literatur meist mit 2—3 Wochen genannt (Rambousek 1927/28, S. 396, 2 bis 4 Wochen; Ford 1917, S. 106/07, 2—3 Wochen; Roberts 1919, S. 131, 3 Wochen; de Jong 1926, S. 89, 14 Tage; Beling 1883, S. 141, 3—4 Wochen; Xambeu 1912, S. 114, 14 Tage; van den Broek und Schenk 1925, S. 37, 3 Wochen; Régnier 1928, S. 43, „einige Wochen"; Mesnil 1930, S. 191, 4 Wochen; Henriksen 1911, S. 321, etwa 3 Wochen; Horst 1922, S. 15, 14 Tage und Znamenskij 1926, S. 160, 2—3 Wochen). Zur eigentlichen Puppenzeit ist aber noch das praepupale Stadium und die Anaphase der zweiten, die Puppenruhe abschließende Häutung hinzuzurechnen. Willaume (1924, S. 86—92) gibt eine genaue Einteilung der Puppenzeit:

„Pronymphose	= 15	jours	
Nymphose incolore	= 8	„	
Pigmentation des yeux	= 4	„	
Première coloration	= 2	„	} Nymphose pro-
Mue imaginale	= —	„	} prement dite.
Coloration de l'imago	= 2	„	
Nymphose totale	= 31	jours."	

Mit Ausnahme der praepupalen Zeit vermag ich diesen Angaben nicht zuzustimmen. Das Ergebnis einer Zucht von etwa 60 Imagines *(Agriotes obscurus)* zeigt folgende Werte. Die praepupale Periode stellte sich auf 11—12—14 Tage. Das eigentliche Puppenstadium dauerte im Mittel 29 Tage, bei 11 Versuchstieren 30 Tage, bei 7 Versuchstieren 31 Tage, bei 14 Versuchstieren 29 Tage und bei 8 Tieren 28 Tage. Die Versuchstemperatur betrug $16 \pm 2^{\circ}$ C. Die Werte sind relativ hoch. Das Fehlen von Temperaturangaben in der Literatur gestattet allerdings keinen Vergleich.

Die Ausfärbung des Jungkäfers ist erst (s. a. Horst 1922, S. 16) in etwa 14 Tagen beendet. Roberts (1919, S. 122) nennt 3—4 Wochen, Willaume (l. c.) nur 2 Tage. Temperaturangaben fehlen auch hier. Eine so kurze Anaphase scheint mir aber zweifelhaft, zumal auch von anderer Seite widerholt auf die lange Dauer dieser Periode bei *Agriotes* hingewiesen ist (Beling 1884, S. 197).

Vom Beginn des Schlüpfens an sind die Käfer vorübergehend ausgeprägt negativ photographisch. Ans Licht gebracht, streben sie be-

ständig in die Erde zurück. Bei der Zucht in künstlichen Puppenwiegen verließen die Imagines diese nicht vor dem nächsten Frühjahr. In Einklang damit steht ihr Auftreten im Freien von Mai bis Juli. Beide *Agriotes*-Arten überwintern als Vollkerf. Ich habe wiederholt Jungkäfer aus Zuchten, wie aus dem Freiland, in Zuchtkäfige gebracht, konnte aber nur beobachten, daß sich die Tiere sofort in den Boden begaben und auch im gleichen Jahre nicht mehr zum Vorschein kamen. Beobachtungen, nach denen die Jungkäfer nach dem Schlüpfen bald abwandern und nachher ein sekundäres Winterlager beziehen, scheinen sich mir daher nicht auf eine normale Überwinterungsweise dieser beiden Arten zu beziehen.

VII. Die Gesamtdauer der Entwicklung von der Eiablage bis zum Schlüpfen der Imago.

In Anlehnung an eine ähnliche Zusammenstellung von Mesnil (1930, S. 189) gebe ich nachstehend, unter Vorbehalt späterer Korrektur,

Tabelle 3.

Übersicht über die Gesamtentwicklungsdauer von *Agriotes lineatus* L. und *Agriotes obscurus* L.

Monat	Entwicklungsdauer				
	1	2	3	4	5
Mai	Imago				Larve 9
Juni					
Juli	Ei	Larve 3	Larve 5	Larve 7	
August	Larve 1				Puppe
September					
Oktober					
November					
Dezember					
Januar	Larve 2	Larve 4	Larve 6	Larve 8	Imago
Februar					
März					
April					

eine Übersicht über die gesamte Entwicklungszeit unserer beiden *Agriotes*-Arten. Die larvale Periode ist mit 4 Jahren angenomemn. Die Annahme einer höheren oder niederen Lebensdauer verschiebt das Bild grundsätzlich nicht, da die Anfangs- und Enddaten in bestimmten Grenzen liegen.

VIII. Parasiten.

Die Literatur über Feinde und Parasiten der Elateriden habe ich an anderer Stelle (Subklew II) geordnet. Ich beschränke mich hier auf die Wiedergabe einiger Beobachtungen über Endoparasitismus bei *Agriotes obscurus* L.

Pflanzliche Parasiten traten wiederholt in den Laborkulturen auf. Übereinstimmend mit den Befunden anderer Autoren handelte es sich dabei vornehmlich um *Isaria* und *Oospora* spec. (nach freundlicher Bestimmung von Herrn Reg.-Rat Dr. Pape, Kitzeberg). Die befallenen Tiere, Larven und Imagines gingen ein. Die Krankheit trat besonders in schwerem Lehmboden bei stauender Nässe auf und breitete sich schnell aus.

Im Freiland habe ich keine Mykosen beobachtet.

Tierische Parasiten konnte ich mehrmals feststellen. Einer (über ein halbes Jahr) im Freiland untergebrachten Kultur wurden am 26. Juli 1930 mehrere durch *Paracodrus apterogynus* Halid. parasitierte Larven von *Agriotes obscurus* L. entnommen. Am 1. August 1930 zeigte eine andere Kultur Befall durch den gleichen Parasiten. Neun Larven trugen 14, 4, 10, 3, 18, 6, 6, 11 und 3 Puppen des Schmarotzers. Eine Larve enthielt nur eine verpuppungsreife Larve von *Paracodrus apterogynus*. Die Parasiten wurden in künstlichen Wiegen bei hoher Luftfeuchtigkeit aufgezogen und schlüpften in der Zeit vom 7. bis 10. August 1930 nach einer Puppenruhe von 14 Tagen. Der starke Pilzbefall bei Aufzucht der Parasiten (s. a. Zolk 1924, S. 9) wurde durch kurzes Eintauchen der Stücke in 2prozent. Formalinlösung, Abspülen in Wasser und Trocknen beseitigt. Näheres über diesen Parasiten ist bei Zolk (1924) und Blunck (1925, S. 149) nachzulesen.

Abb. 17. *Agriotes obscurus* L. befallen von *Mermis* spec. — Original.

Mermithiden sind gelegentlich als Endoparasiten von Elateridenlarven bekannt geworden. Zacher und Wilke (1921, S. 108) zogen *Mermis* spec. aus *Agriotes obscurus*. v. Zwaluwenburg (1928) beobachtete einen Vertreter dieser Gruppe in *Monocrepidius*. Am 29. August 1931 fand ich in *Agriotes obscurus* den in Abb. 17 wiedergegebenen, bislang noch undeterminierten Mermithiden. Der Drahtwurm lebte noch, der Nematode trat ein kurzes Stück am Thorax ins Freie. Das Tier wurde fast ganz mit der Pinzette aus dem Wirt herausgezogen und so abgebildet.

IX. Literatur.

Adrianov, A. P., Bericht über die Getreideschädlinge. Bericht über die Arbeit des Entomologischen Institutes Kaluga 1913—1914. Herausgegeben vom Zemstvo des Gouvernements Kaluga 1915, S. 67—88.

Beling, Th., Beitrag zur Metamorphose der Käferfamilie der Elateriden. Deutsche Entomologische Zeitschrift 1883, Bd. 27, S. 129—144, Bd. 27, S. 257 bis 304, 1884, Bd. 28, S. 177—216.

Bencomo, C., El Pasador del Tabaco. Haiti 1915 (Privately printed).

Blunck, H., Parasiten der Elateridenlarven. Zeitschrift für angewandte Entomologie 1925, Bd. 11, S. 148/49.

— —, Elateriden, Schnellkäfer, Clickbeetles usw. In: Sorauer, Handbuch der Pflanzenkrankheiten Bd. 5, II, 4. Aufl., S. 112—134, Berlin 1928.

Blunck, H. und Merkenschlager, F., Drahtwurmschäden in Hopfengärten. „Der Ehemalige", Beilage zum Wochenblatt des Landwirtschaftl. Vereins in Bayern 1926, 3, 3.

van den Broek, M., und Schenk, P. J., Ziekten en Beschadigungen der Tuinbouwgewassen. I. A. Dierlijke en Plantaardige Parasieten in Fruitaanplantigen, Groentekweekeryen en Moestuinen 4. Aufl., S. 34—38, Groningen, den Haag 1925.

Chrzanowski, A., Pewne dane z Biologji a ekoloji niektórych *Elateridae Agriotes obscurus* L.) i nowe metody ich zwalczania. Warschau 1927.

Daehne, Über Elateriden. Internationale Entomologische Zeitschrift 1913/14, Bd. 7, S. 19—20.

Fabiani, C., *Agriotes lineatus,* Coléoptère nuisible à la vigne en Italie. Giorn. vinicol. ital. 1909, Bd. 45, S. 71.

Flachs, K., Experimentell-biologische Studien an Drahtwürmern. Zeitschrift für angewandte Entomologie 1929, Bd. 14, S. 514—528.

Ford, G. H., Observations on the Larval and Pupal Stages of *Agriotes obscurus* Linnaeus. The Annals of Applied Biology 1917, Bd. 3, S. 97—115.

Fryer, J. C. H., Report on the occurence of Insect and Fungus Pests on plants in England and Wales in the year 1918. *Coleoptera,* Wireworm S. 8/9. Miscellaneous Publications Nr. 23. Board of Agriculture and Fisheries, London 1920.

del Guercio, G., Prima contribuzione alla connoscenza degli elateridi e de cebrionidi. Redia 1910, Bd. 6, S. 235—241.

von Gumpenberg, H., Ein Schädling der Pinie. Zeitschrift für die gesamte Forstwissenschaft 1880, Bd. 6, S. 67.

Henriksen, K. L., Oversigt over de danske Elateride-larver. Entomologiske Meddelelser 1911, Bd. 11, S. 225—331.

Horst, A., Untersuchungen über *Agriotes obscurus* L. Ein Beitrag zur Kenntnis der Biologie und Morphologie der Elateriden und ihrer Larven. Archiv für Naturgeschichte 1922, Bd. 88, Abt. A, S. 1—90.

Jablonowski, J., Die tierischen Feinde der Zuckerrübe. Budapest 1909.

James, H. C., On the pair of so-called sensory pits of the ninth abdominal segment of the wireworm *(Agriotes obscurus* L.), with additional notes on the internal anatomy. The Annals of Applied Biology 1927, Bd. 14, S. 470—481.

Jaroslavtzev, G. M., Einfluß des Kleeschlages in der Fruchtfolge auf die Schädlingsvermehrung. Report of Applied Entomology 1930, Bd. 4, S. 319 bis 334. Russisch.

Joffe, G. J., Der Drahtwurm als Schädling in Weinbergen. Vestnik Vinogradarstwa Vinodel. vinoborg. SSSR. 1931, Bd. 3, S. 197—200. Odessa. Russisch.

de Jong, Über *Agriotes obscurus.* 81. Verslag. Nederl. Entomolog. Vereenigung 1926, 19, 4, S. 88—90.

Langenbuch, R., Beiträge zur Kenntnis der Biologie von *Agriotes obscurus* L. und *Agriotes lineatus* L. Zeitschrift für angewandte Entomologie 1932, Bd. 19, S. 278—300.

Lüstner, G., Über den Drahtwurm. Mitteilungen über Weinbau und Kellerwirtschaft 1904, Bd. 16, S. 133—136.

Mesnil, L., Nos connaissances actuelles sur les Elaterides nuisibles en France. Revue de Pathologie végétale et d'Entomologie agricole 1930, Bd. 17, S. 178 bis 204.

Neuweiler, E., Beobachtungen über die Drahtwürmer. Landwirtschaftliches Jahrbuch der Schweiz 1926, Bd. 40, S. 135—142.

Noël, P., *L'Agriotes obscurus.* Le Naturaliste 1909, Bd. 31, S. 168.
Ormerod, E. A., Manual of Injurious Insects 2. Aufl., London 1890.
Pape, H., Die Krankheiten und Schädlinge der Gladiole. In: Sandhack, Dahlien und Gladiolen. Berlin 1927, S. 260/61.
Popoff, K. J., Beiträge zur Kenntnis der schädlichen Zwiebelparasiten in der Tartarischen Republik. Izv. Kasansk. Inst. sel'sk., Khvz. Lesov. Bd. 5, Kasan 1929, S. 50—80. Russisch.
Rambousek, F., Bericht der Abteilung für Rübenhygiene. Bericht der Versuchsstation für Zuckerindustrie für das Jahr 1922/23, S. 7, Prag 1923.
— —, Über die Felddrahtwürmer. I. Systematischer Teil. Zeitschrift für die Zuckerindustrie der Čsl. Republik 1927/28, Bd. 52, S. 393—402.
— —, Über die Felddrahtwürmer. II. Biologischer Teil. Zeitschrift für die Zuckerindustrie der Čsl. Republik 1929/30, Bd. 54, S. 197—201.
Régnier, R., Les taupins nuisibles en grande culture. Contribution à l'étude de l'*Agriotes obscurus* L. Revue de Pathologie végétale et d'Entomologie agricole 1928, Bd. 15, S. 40—47.
Ritzema Bos, J., Tierische Schädlinge und Nützlinge. Berlin 1891, S. 277 bis 285.
Roberts, A. W. R., On the Life-History of „wireworms" of the genus *Agriotes* Esch., (with some notes on that of *Athous haemorrhoidalis* F.). Part. I—IV. The Annals of Applied Biology. Cambridge 1919, Bd. 6, S. 116—135, 1921, Bd. 8, S. 193—215, 1922, Bd. 9, S. 306—324, 1928, Bd. 15, S. 90—94.
Rostrup, S., und Thomsen, M., Die tierischen Schädlinge des Ackerbaues. 4. Auflage. Berlin 1931, übersetzt von: Bremer, H., und Langenbuch, R.
Saalas, U., Studien über die Elateriden Finnlands. I. *Corymbites cupreus* Fabr. subspec. *aeruginosus* und seine Verheerungen, besonders in der Gegend von Kainuu. Suomalaisen Eläin-Ja Kasvitieteellisen Seuran Vanamon Julkaisuja. II Osa. Nr. 2. Helsinki 1923, S. 121—168.
Schiødte, J. C., De methamorphosi Eleutheratorum observationes. Bidrag til Insekternes Udviklingshistorie. Kroyers Naturhistorik Tidskrift. III Raekke. København 1870, S. 467—536.
Schmellekamp, H. J., Vernichtung der Larven des Saatschnellkäfers (Drahtwurm). Deutsche Landw. Presse 1923, Bd. 50, S. 203.
Schuch, J., Mitteilungen über die Arbeiten der K. K. Chem.-Physiologischen Versuchsstation für Obst- und Weinbau. Klosterneuburg 1896, Heft 6, S. 32.
Seufferheld, C., Der Drahtwurm als Vernichter unserer Weinberge. Mitteilungen über Weinbau und Kellerwirtschaft 1904, Bd. 16, S. 97—100.
Subklew, W. (I), Physiologisch-experimentelle Untersuchungen an einigen Elateriden. Zeitschrift für Morphologie und Ökologie 1934, Bd. 28, S. 184—228.
— —, (II), Die Bekämpfung der Elateriden. (Eine Übersicht über die Literatur.) (In Vorbereitung zum Druck.)
Wahl, B., Schädlinge an der Sojabohne. Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten 1921, Bd. 31, S. 195.
Wieland, Der Drahtwurm und seine Bekämpfung. Die kranke Pflanze 1929, Bd. 6, S. 127—128.
Wilke, S., Insekten, Drahtwürmer. Mitteilungen aus der Biologischen Reichsanstalt 1927, Heft 30, S. 30—40.
Willaume, F., Observations biologiques sur la nymphose de *Agriotes obscurus* L. Revue de Pathologie végétale et d'Entomologie agricole 1924, Bd. 11, S. 86—92.
Xambeu, Moeurs et Metamorphoses des Insectes. Annales de la Société Linnéenne de Lyon 1912, Bd. 59/60, S. 112—160.
Zacher, F., und Wilke, S., Beobachtungen über Drahtwürmer und Lupinenfliege. Mitteilungen aus der Biologischen Reichsanstalt 1921, Heft 21, S. 104 bis 110.

Znamenskij, A. V., Die Insektenschädlinge des Ackerbaues. I. Getreideschädlinge. Trudui Poltavsk. S. Kh. Stantzija, Entomolog. Otd. Nr. 50. Poltava 1926, S. 148—167. Russisch.

— —, Anleitung zu Untersuchungen über die Bodeninsekten. Trudui Poltavsk. S. Kh. Opuitnaja Stantzija, Entomolog. Otd. Nr. 51. Kiev 1927, S. 33—47. Russisch.

Zolk, K., *Paracodrus apterogynus* Halid. kui tumeda viljanaksuri *(Agriotes obscurus* L.*)* toukude uus parasiit. Tartu Ülikooli Entomoloogia-Katsejaama teadaanded Nr. 3, Tartu 1924.

— —, Monda uunemat tumeda viljanaksuri *(Agriotes obscurus* L.*)* bioloogiast. Einiges Neue aus der Biologie von *Agriotes obscurus* L. Tartu Ülikooli Entomoloogia-Katsejaama teadaanded 1924, Nr. 4.

— —, *Paracodrus apterogynus* Halid. bioloogia kohta. Zur Biologie von *Paracodrus apterogynus* Halid. Tartu Ülikooli Entomoloogia-Katsejaama tead aanded Nr. 5, Tartu 1924.

van Zwaluwenburg, R. H., The Interrelationsships of Insects and Roundworms. Bulletin 20 of the Experimental Station of the Hawaiian Sugar Planters' Association. Entomological Series. Honolulu 1928.

Die Borkenkäfer (Ipidae) und ihre Standpflanzen.

Eine vergleichende Studie.

I. Teil.

Von

R. Kleine, Stettin.

Wohl keine Käferfamilie hat eine so ungeheuere Literatur gezeitigt wie die der Ipidae. Ca. 3700 Titel sind in Trédls Gesamtliteratur und meinen Nachträgen enthalten. Der Umstand, daß gerade die Koniferen so stark befallen werden, ist ein Grund mit, daß die Familie so oft der Gegenstand der Forschung gewesen ist. Für die leichten, durch Landwirtschaft nicht mehr rentabel zu bewirtschaftenden Böden tritt die Forstkultur ein, um einen, wenn auch noch so bescheidenen Nutzen aus den schwachen Böden herauszuholen. Die Sorge um diese kümmerliche Bodennutzung hat die Forstentomologie entstehen lassen und es ist kein Zufall, daß in Deutschland mit seinen ausgedehnten Sandböden die Wiege der Forstentomologie gestanden hat. Das Bild hat sich heute insofern verschoben, als auch die koloniale Land- und Forstwirtschaft auf dem Plan erschienen ist. Überall wo Monokulturen vorhanden sind, wo das Gleichgewicht in der Natur gestört wird, müssen Insekten zu Schädlingen werden. So auch hier.

Nicht alle Borkenkäfer sind als Schädlinge anzusprechen. Ein Teil lebt an Pflanzen, die nur geringe wirtschaftliche Bedeutung haben, andere sind ganz indifferent, da ihre Standpflanzen der Unkrautflora angehören.

Es sind, wie das in der Natur der Dinge liegt, in erster Linie die forstlichen Ipiden und ihre Standpflanzen bekannt geworden. Wenn die, die Volkswirtschaft nicht interessierenden Pflanzen, namentlich in den Tropen, genauer studiert sein werden, wird so mancher Ipide, dessen Standpflanze wir heute noch nicht kennen, genauer bekannt werden. Die Zahl der noch ganz unbekannten Ipiden wird sich sicher ansehnlich vermehren.

In dieser Arbeit soll das wirtschaftliche Moment ausgeschieden sein Es soll darauf ankommen, das Material zu sichten und zu vergleichen. Ob sich alle Angaben als richtig erweisen werden, ist ungewiß. Ich habe darauf gehalten, daß nur die Angaben der Autoren selbst verwertet wurden, alles andere ist fortgelassen worden. Über viele Arten der älteren Autoren war keine Auskunft über die Standpflanzen zu erhalten. Von den im Jungschen Katalog aufgeführten Arten ist nur von 38% die Standpflanze festzustellen gewesen. In neuerer Zeit ist vieles besser geworden und die Literaturausbeute ist nicht mehr so kümmerlich, aber es findet sich in den Museen noch immer Material, das über Standpflanzen nichts aussagt. Von den ca. 2000 Ipidenarten, die heute bekannt sein mögen, sind von über 1100 die Stanpdflanzen in dieser Arbeit genannt.

Es wäre gewiß wünschenswert gewesen, die Standpflanzen in Primär- und Sekundärbefallene zu trennen. Das wäre aber nur höchst mangelhaft durchzuführen gewesen, denn unsere Kenntnisse sind noch zu lückig. Soweit das europäische und nordamerikanische Käfermaterial in Frage kommt, sind die Verhältnisse wohl so ziemlich klar gestellt und es käme lediglich auf eine Wiederholung heraus. Es kommt mir darauf an, eine Generalübersicht zu geben und Tier und Pflanze im Vergleich zu betrachten.

Das Material ist umfangreicher geworden als ich zunächst annahm. Leider fallen die neotropischen Arten fast ganz aus, wir wissen nichts darüber. Kein anderes Faunengebiet ist eine so trostlose Wüste. Wäre nicht der Kaffeekäfer als ein das Wirtschaftsleben bedrohender Schädling aufgetreten, so wäre kaum etwas zu sagen. Man kennt eben noch keine geregelte Forstwirtschaft.

Die Käfer sind nach dem Junkschen Katalog geordnet. Die im Katalog nicht enthaltenen Gattungen sind dort untergebracht, wohin sie die moderne Systematik stellen würde. Einige Synonyme sind durch Eggers klargestellt und berücksichtigt (Wiener Ent. Zeit. 46, Nr. 2, 1929, S. 41—55). Die Pflanzen folgen der Anordnung von Englers-Syllabus. Für die Richtigkeit der Autorenbezeichnung bei den Pflanzen lehne ich jede Verantwortung ab, denn bei den Botanikern scheint es in puncto Nomenklatur noch schlimmer bestellt zu sein als bei den Zoologen.

Für dauernde Unterstützung bin ich den Herren Dr. v. Butovitsch-Stockholm, Dr. C. F. C. Beeson-Dehra Dun, M. Beyle-Hamburg, Prof. Dr. Diehls-Dahlem, Prof. Dr. Dingler-Gießen, Forstrat H. Eggers-Stolberg (Harz), Prof. Dr. Funk-Gießen, Prof. Hopkins-Washington, Dr. W. Horn-Dahlem, Dr. K. Schedl-Westeregeln, H. Wichmann-Wien und dem Botanischen Institut der Universität Greifswald zum Dank verpflichtet.

1. Die Käfer und ihre Standpflanzen.

I. Pilidentatae.

1. Phloeotrupinae.

Dactylipalpus Chap.

transversus Chap. (Malakka) *Mesua ferrea* L.

Phloeoborus Er.

Phloeotrupes Er.

Obwohl über 30 Arten aus dieser Abteilung bekannt sind, so war doch nur von einer einzigen die Standpflanze angegeben und auch diese ist erst in neuerer Zeit bekannt geworden. Die beiden letzteren Gattungen sind Mittel- und Südamerikaner. Daraus erklärt sich alles weitere.

II. Spinidentatae.

2. Diamerinae.

Bothryperus Haged.

quadrioculatus Egg. (Kongo), Palmnüsse; — *niger* Egg. (Uganda), „Nudariri"stamm.

Diamerus Er.

ater Haged. (Nilgiri Hills.), Ficus spec.; — *curfiver* Walk. (Ceylon) Ficus religiosa L., F. rumphii Blume; — *fici* Bldfd. (Himalaya), Ficus elastica Roxb.; — *naganus* Beeson (Indien), Ficus elastica Roxb.; — *variegatus* Beeson (Indien), Ficus bengalensis L.

Soweit das Material vorliegt, leben die Arten dieser Gattung ausschließlich an den verschiedensten Arten der Gattung Ficus. Damit ist allerdings nicht gesagt, daß dies bei den noch unbekannten Arten auch zutreffen muß, denn alle Arten, die wir kennen, gehören dem indischen Gebiet an. Die Gattung kommt aber noch mit einigen Arten in Afrika und Madagaskar vor.

Rhopalopselion Haged.

atrum Egg. (Kongo), „Ikoi"pflanze.

Strombophorus Haged.

Standpflanzen sind nicht bekannt geworden.

3. Hylesininae.

Coptonotus Chap.

Craniodicticus Bldfd.

Kleine Gattungen, Standpflanzen sind nicht bekannt.

Hyorrhynchus Bldfd.

lewisi Bldfd. (Japan), Ulmus campestris L., Fagus japonica Maxim., Acer pictum Thunb.

Hylastes Er.

angustatus Herbst (Europa), Pinus silvestris L., P. maritima Lam., Picea excelsa Lam.; — *angusticollis* Egg. (Rußland), Picea sp.; — *ater* Payk. (Europa, Kaukasus), Pinus silvestris L., P. cembra L., P. austriaca Höss., P. maritima Lam., P. radiata D. Don., P. muricata D. Don., P. ponderosa Laws., P. densiflora S. & Z.; — *attenuatus* Er. (Mitteleuropa, Kaukasus), Pinus silvestris L., P. austriaca Höss.; — *batnensis* Bris (Algier), Cedrus subsp. atlantica; — *cunicularius* Er. (Europa), Picea excelsa Lam., Larix europaea Lam. & DC.; — *linearis* Er. (Mittel- und Südeuropa, Nordafrika, Madera), Pinus silvestris L, P. maritima Lam., P. halepensis Mill.; — *macer* Lec. (Nebraska), Picea engelmanni Engelm., Pinus jeffreyi Balfour; — *nigrinus* Mannh. (Alaska), Pinus monticola Dougl., P. radiata D. Don., Pseudotsuga taxifolia (La M) Britt.; — *opacus* Er. (Mitteleuropa), Pinus silvestris L., P. maritima Lam., P. radiata D. Don., P. densiflora S. & Z.; — *parallelus* Chap. (Japan), Pinus densiflora S. & Z.; — *porculus* Er. (Pennsylvanien), Pinus sp.; — *rotundicollis* Rttr. (Niederösterreich), Picea sp.; — *ruber* Sw. (Kanada), Pseudotsuga taxifolia (La M) Britt.; — *tenuis* Eichh. (Nordamerika), Pinus sp.; — *spp.* Pinus khasya Royle, P. taeda L., Abies webbiana Lindl.

Die *Hylastes* s. str. leben einheitlich an Koniferen und innerhalb der Familie an den Abietinae, das Bild ist also ein recht geschlossenes. Es sind als Standpflanzen angegeben: Pinus 21 mal, Picea 5 mal, Larix 1 mal, Pseudotsuga 2 mal, Abies 1 mal.

Ater fand ich überwiegend an den unteren Stammteilen und den großen Wurzeln.

Hylurgops Lec.

bonvouloiri Chap. (Algier), Cedrus subsp. atlantica; — *decumanus* Er. (Europa, Sibirien, Nordamerika), Picea excelsa Lam., P. jezoensis Carr., Pinus cembra L.; — *glabratus* Zett. (Lappland), Picea excelsa Lam, P. jezoensis Carr., Pinus cembra L., P. densiflora S. & Z., P. koraiensis S. & Z.; — *interstitialis* Chap. (Japan), Pinus densiflora S. & Z.; — *lecontei* Sw. (Nordamerika, Kanada), Pinus ponderosa Lawson, P. contorta Loudon, P. murrayana; — *palliatus* Gyll. (Europa), Picea excelsa Lam., Pinus silvestris L., P. cembra L., P. austriaca Höss., P. leucodermis Ant., P. strobus L, P. pinea L., P. maritima Lam., P. pithyusa Fox., Abies pectinata Lam., Larix europaea Lam. & DC.; — *pinifex* Fitch. (Nordamerika, Kanada), Pinus contorta Loudon, P. balfouriana Murr., Picea sp., Larix americana Michx.; — *porosus* Lec. (Kalifornien), Pinus monticola Dougl.; — *rugipennis* Mannh. (Sitka), Picea sitchensis (Bong), P. engelmanni Engelm., Pinus monticola Dougl., P. ponderosa Laws., P. lamber-

tiana Dougl., P. contorta Loudon, P. radiata D. Don., P. balfouriana Murr., Abies sp., Pseudotsuga sp.; — *spessiwzeffi* Egg. (Ostsibirien), Pinus coraiensis S. & Z.; — *subcostulatus* Mannh. (Oregon, Mexiko), Pinus ponderosa Lawson, P. monticola Dougl., P. lambertiana Dougl. P. jeffreyi Balfour, P. contorta Loudon, P. murrayanae Balfour.

Die *Hylurgops*-Arten sind in ihren Standpflanzen ganz mit *Hylastes* übereinstimmend, alle gehören den Abietinae an.

Scierus Lec.

annectens Lec. (Br. Columbia), Picea canadensis Mill., P. engelmanni Engelm., P. sitchensis Bong, Pinus contorta Loudon, Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *pubescens* Sw. (Kanada), Pinus sp.

Standpflanzen gleichfalls nur aus den Abietinae.

Hylurgopinus Sw.

rufipes Eichh. (Nordamerika), Ulmus sp., Fraxinus sp.

Hylastinus Bed.

fankhauseri Rttr. (Schweiz), Cytisus laburnum L., C. alpinus Mill.; — *tiliae* Sem. (Transkaukasien), Tilia parvifolia Ehrh.; — *trifolii* Müll. (Europa, Kaukasus, Nordamerika), Cytisus laburnum L., C. nigricans L., Ulex europaeus L., Sarothamnus scoparius Wimm., Ononis natrix L., Trifolium pratense L., T. hybridum L., T. medium L.

Die hier als Gattungen angesehene Gruppen hat Hagedorn im Cat. Col. als Untergattungen zu *Hylastes* gezogen. Was ist vom Standpunkt des Standpflanzenvergleiches dazu zu sagen.

Hylastes, *Hylurgops* und *Scierus* sind in ihrem Verhalten zu den Standpflanzen so übereinstimmend, daß gegen die Zusammenfassung nichts einzuwenden ist. Es scheinen für die Abtrennung ausschließlich morphologische Gründe maßgebend gewesen zu sein, denn wenn selbst in den Brutbäumen keine Differenzen bestehen, dürfte in der Anlage des Brutbildes auch kein so großer Unterschied festzustellen sein, daß die Abtrennung der Gattungen berechtigt wäre. Über Wert und Wichtigkeit der Charaktere müssen die Systematiker allein entscheiden.

Berechtigt scheint die Abtrennung von *Hylurgopinus* und *Hylastinus*. Die einzige Art, welche der ersteren Gattung angehört, *rufipes*, hat Swaine aus *Hylastes* herausgenommen und zum Typ einer eigenen Gattung gemacht. Das muß als richtig angesehen werden Das gleiche gilt von *Hylastinus tiliae*, der in der Gattung sicher ein Fremdling ist. *Hylastinus* muß als Bewohner von Papilionaceen angesehen werden. Beide Arten kommen an Genisteen vor und dokumentieren damit die nahe Verwandtschaft. *Trifolii* auch an Kleearten ist ohne Belang, da die Trifolieen mit den Genisteen nahe verwandt sind. Auf Grund des Standpflanzenvergleiches wären also drei Gattungen berechtigt.

Inosomus Broun.

Es sind keine Standpflanzen bekannt.

Hylurgus Latr.

ligniperda Fabr. (Mitteleuropa, Kaukasus), Pinus silvestris L., P. strobus L., P. pinaster Sol., P. halepensis Mill.; — *longulus* Kolen. (Kaukasus), Pinus sp.; — *micklitzi* Wachtl (Südeuropa, Kaukasus), Pinus austriaca Höss., P. halepensis Mill., P. pinaster Sol.; — *sp. nov.*, Pinus longifolia Roxbg.

Alle Arten also an Abietinae und damit mit *Hylastes* übereinstimmend.

Renocis Casey.

Keine Standpflanzen bekannt.

Myelophilus Eichh.

khasianus Beeson (Indien), Pinus khasya Royle; — *minor* Hart. (Europa bis Japan), Pinus silvestris L., P. austriaca Höss., P. pinaster Sol., P. leucodermis Ant., P. strobus L., P. cembra L., P. pinea L., P. montana Mill., P. densiflora S. & Z., P. thunbergi S. & Z., Picea excelsa Lam.; — *pilifer* Spess. (Sibirien), Pinus coraiensis S. & Z.; — *piniperda* L. (Europa bis Japan), Pinus silvestris L., P. strobus L., P. cembra L., P. montana Mill., P. laricio Poir., P. austriaca Höss., P. pinaster Sol., P. halepensis Mill., P. pinea L., P. scopulorum Lamm., P. contorta Loudon, P. monticola Dougl., P. maritima Lam., P. banksiana Lamb., P. densiflora S. & Z., P. thunbergi S. & Z., P. coraiensis S. & Z., P. pentaphylla Maye., P. murrayana Balfour, Picea excelsa Lam., Larix europaea Lam. & DC.; — *corsicus* Egg. (Südeuropa), Pinus sp.

Alle Arten an Abietinae mit ausgesprochenem Charakter als Kiefernsekten.

Cladoctonus Strohm.

Standpflanzen sind nicht bekannt.

Hapalogenius Haged.

globosus Haged. (Griqualand), Umzimbiti-Baum, botanischer Name war nicht festzustellen.

Hylesinus Fabr.

botscharnikovi Stark (Sibirien), Fraxinus sp.; — *cholodkovskyi* Berger (Sibirien), Fraxinus mandshurica Rupr.; — *cingulatus* Bldfd. (Japan), Fraxinus mandshurica Rupr., F. longicuspis S. & Z.; — *costatus* Bldfd. (Japan), Fraxinus mandshurica Rupr.; — *crenatus* Fabr. (Europa), Fraxinus excelsior L., F. oxyphylla Marsch., Syringa vulgaris L., Quercus pedunculata Ehrh.; — *despectus* Walk. (Ceylon), Santalum album L., Anogeissus latifolia Wall.; — *elatus* Nijs. (Japan), Ulmus campestris L.; — *fraxini* Panz. (Europa, Nordamerika), Fraxinus excelsior L., F. ornus L., F. oxyphylla Marsch., Syringa

vulgaris L., Olea europaea L., Juglans nigra L., Quercus pedunculata Ehrh., Pirus malus L., Robinia pseudocacia L.; — *fraxinoides* Beeson (Indien), Fraxinus excelsior L. var. hookeri; — *javanus* Egg. (Java), Anthocephalus cadamba., Ficus bengalensis L., F. religiosa L.; — *macmahoni* Stebb. (Indien), Olea cuspidata Wall.; — *laticollis* Bldfd. (Japan), Fraxinus mandshurica Rupr., F. longicuspis S. & Z.; — *mandshuricus* Egg. (Sibirien), Fraxinus sp.; — *nobilis* Bldfd. (Japan), Fraxinus mandshurica Rupr.; — *oleiperda* Fabr. (Mitteleuropa), Fraxinus excelsior L., F. ornus L., Olea europaea L, Syringa vulgaris L., S. persica L., Ligustrum vulgare L., Elaeagnus sp., Fagus silvatica L.; — *philippinensis* Egg. (Philippinen), Ficus benguetensis Merrill.; — *tristis* Bldfd. (Japan), Fraxinus mandshurica Rupr., F. longicuspis S. & Z., F. rhynchophylla Panz.

10 von 20 Arten sind nur an Oleaceen, 5 leben auch an anderen, den Oleacen nicht angehörenden Pflanzenarten und 5 sind nicht an dieser Familie.

Der Grundcharakter ist also recht einheitlich. Die Oleaceen müssen als die eigentlichen, sicher aber als die primären Standpflanzen angesehen werden; Fraxinus ist dominant. Der leichte Übergang auf andere Gattungen der Familie ist insofern interessant, als sich darunter habituell recht abweichende Formen finden. Aber gerade hierin liegt eine wichtige Bestätigung der Tatsache von der Bedeutung der Standpflanzen im Vergleich zum Insekt. Die Beziehungen sind viel innigere als wir gemeinhin annehmen und die Tatsache, daß sich in den verschiedensten Faunen- und Florengebieten große Übereinstimmungen zeigen, ist von Wichtigkeit. Der Befall auf den, den Oleaceen nicht angehörenden Pflanzenarten kann nur gelegentlich und sekundär sein. Dafür spricht schon die Verschiedenheit der befallenen Pflanzen. Das Material ist vielleicht noch zu dürftig, um die primäre Pflanze schon zu erkennen. Unkar bleibt vorläufig nur *javanus*. Der Übergang auf Standpflanzen, die nicht zu den Oleaceen gehören, ist hier verständlich, da im Florengebiet der Sundainseln die Familie nicht vertreten ist.

Pseudohylesinus Sw.

grandis Sw. (Nordamerika, Kanada), Abies grandis Lindl., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; *granulatus* Lec. (Nordamerika), Abies grandis Lindl, A. concolor Lindl. & Gord., A. magnifica Murr.; — *nebulosus* Lec. (Alaska, Kalifornien), Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *nobilis* Sw. (Nordamerika, Kanada), Abies nobilis Lindl.; — *sericeus* Mann. (Alaska, Kalifornien), Pinus contorta Loudon; — *sitchensis* Sw. (Sitka), Picea sitchensis Bong.; — *tsugae* Sw. (Nordamerika, Kanada), Tsuga heterophylla Raf.

Die Gattung umfaßt ausschließlich Amerikaner. Die Gegenüberstellung zu *Hylesinus* ist vom Standpunkt der vorliegenden Untersuchung berechtigt. *Pseudohylesinus* ist *Hylastes* näher verwandt als *Hylesinus*. Die Standpflanzen sind ausschließlich Abietinae.

Alniphagus Sw.

aspericollis Lec. (Kalifornien), Alnus oregona Nutt., A. rhombifolia Nutt; — *alni* Nijs. (Japan), Alnus incana Willd. var. glauca.

Das geringe Material läßt noch keine Deutung zu.

Leperisinus Rttr.

aculeatus Say. (Nordamerika), Fraxinus americana L., F. sp; — *cinereus* Sw. (Nordamerika), Fraxinus sp.; — *criddlei* Sw. (Nordamerika), Fraxinus sp.; — *californicus* Sw. (Nordamerika), Olea sp.; — *eos* Spess. (Sibirien), Fraxinus mandshurica Rupr., Juglans mandshurica Max.

Pteleobius Bed.

kraatzi Eichh. (Mitteleuropa, Kaukasus), Ulmus campestris L., U. effusa Willd, Sorbus aucuparia L.; — *scutulatus* Bldfl. (Japan), Alnus japonica Sargent, Castanea pubinervio Schröd.; — *vittatus* Fabr. (England, Kleinasien, Kaukasus), Ulmus montana With., U. sp.

Chaetoptelius Fuchs.

vestitus Muls. & Rey. (Südeuropa), Pistacia vera L., P. lentiscus L., Pistacia integerrima Stew., P. mutica Fisch. & Mey., P. terebrinthus L., P. atlantica Desf., Ulmus sp., Olea europaea L., Acer campestre L., Fraxinus excelsior L, Juniperus phoenica L., J. oxyedrus L., J. communis L., J. pseudosabina, Pinus eldarica.

Das Standpflanzenbild ist ein sehr buntes und da nur diese eine Art in der Gattung enthalten ist, so läßt sich nichts dazu sagen. Die einzelnen Pflanzengattungen sind in ihrer systematischen Verwandtschaft zu verschieden, um irgendeinen Zusammenhang erkennen zu lassen. Wenn alle angegebenen Pflanzen tatsächlich richtig sind, so läge eine auffallende Polyphagie vor.

Hagedorn kennt im Cat. Col. nur die Großgattung *Hylesinus* und alles was hier zwischen *Hylesinus* und *Chaetoptelius* liegt, ist darin zusammengefaßt. Ich habe die Hagedornschen Untergattungen als Gattungen aufgefaßt, um so ein besseres Gegenüberstellen und Vergleichen zu ermöglichen. Das *Hylesinus* sens. lat. sehr gut trennbare Elemente enthält, ist sicher. Die Koniferenbewohner sind leicht herauszuschälen und auch die Oleaceenbewohner sind scharf umrissen. Die Außenseiter der Gattungen sind von den Systematikern noch auf Herz und Nieren dahin zu prüfen, ob nicht eine Unterbringung an anderer Stelle angebracht ist. Daß in der Auffassung der Gattungen die Ansichten wechseln, ja bei wachsender Erkenntnis wechseln müssen, ist selbstverständlich. Aber abgesehen hiervon bleiben noch immer eine Menge Unklarheiten übrig. Die Deutung der Sekundärpflanzen ist nicht immer ganz leicht. Ob die Angaben über die Sekundärpflanzen immer ganz richtig sind, sei dahingestellt. Es fehlt noch zu häufig die Zusammenarbeit der Biologen und Systematiker. Am Schluß der Großgattung *Hylesinus* gebe ich noch die Befallstärken der einzelnen

Pflanzengattungen, die die Buntscheckigkeit noch einmal kraß zum Ausdruck bringen: Fraxinus 22, Syringa 4, Olea 5, Ligustrum 1, Oleaceen: 32, Abies 6, Pinus 2, Picea 1, Tsuga 1, Pseudotsuga 2, Juniperus 1, Koniferen 13: davon 11 primär, Quercus 2, Ulmus 5, Juglans 2, Fagus 1, Pirus 1, Robinia 1, Alnus 2, Prunus 1, Sorbus 1, Pistacia 2, Elaeagnus 1, Acanthocephalus 1, Ficus 3. Summe der Sekundärpflanzen mit Ausschluß von Ulmus, die primär sein kann: 18.

Von nachstehenden, in die Nähe von *Hylesinus* gehörenden Gattungen sind keine Standpflanzen bekannt: *Toxophorus* Egg., *Ficicis* Lea, *Lanurgus* Egg., *Metahylesinus* Egg., *Bufonus* Egg., *Peronophorus* Strohm.

Sinophloeus Bréthes.

Porteri Bréthes (Chile), Notophagus obliqua.

Dendrosinus Chap.

bourreriae Schwarz (Florida, Portorico), Bourreria havanensis (Roemer & Schultes), Miers.

Die Standpflanze gehört zu den Rubiaceen in die Unterfamilie der Coffeoideae, liegt also ganz außerhalb der bisher bekannt gewordenen Pflanzenverwandtschaften. Von den übrigen Dendrosinusarten, die alle in Zentral- und Südamerika vorkommen, sind keine Standpflanzen bekannt geworden, so daß leider ein Vergleich nicht möglich ist.

Thaumasinulus Rttr.

Standpflanze nicht bekannt.

Trogloditica Samps.

trahax Samps. (Siam), Sindora siamensis Teysm.

Sphaerotrypes Bldfd.

coimbatorensis Stebb. (Ostindien), Anogeissus latifolia Wall.; — *globulus* Bldfd. (Ostindien), Anogeissus latifolia Wall., Lagerstroemia parviflora Roxb., Shorea robusta Gaertn., Terminalia tomentosa W. & A.; — *quadrituberculatus* Samp. (Assam), Drimicarpus racemosus Hook.; — *pila* Bldfd. (Japan), Thea japonica Noiss., Quercus acutissima Carr.; — *siwalikensis* Stebb. (Ostindien), Shorea robusta Gaertn., S. assamica Dyer., Terminalia tomentosa W. & A.; — *tectus* Samp. (Indien), Quercus incana Roxb.; — *spp.* Vatica lanceaefolia Bl., Dipterocarpus alatus Roxb., D. turbinatus Gaertn., Lagerstroemia parviflora Roxb., L. Flos- reginae Retz., L. lanceolata Wall., Tectona grandis L., Terminalia arjuna Wight & Arnh., T. belerica Roxb., T. tomentosa W. & A, Pentacme suavis D. C., Hopea parviflora Bedd., Anogeissus latifolia Wall.

Die *Sphaerotrypes*-Arten gehören dem orientalischen, indomalaischen und aethiopischen Gebiet an. Die Standpflanzen sind aus den verschiedensten Familien und lassen einen Vergleich nicht zu. Innerhalb der Familien

sind zuweilen mehrere Gattungen befallen, so daß wenigstens in dieser Beziehung eine gewisse Geschlossenheit zu erkennen ist. Eine ganze Reihe von Arten ist noch unbeschrieben, einige davon gruppieren sich um globulus Bldfd. Erst nach später erfolgter Festlegung dieser Arten dürfte sich ein etwas klareres Bild gewinnen lassen. Die unbekannten Arten gehören alle dem indischen Gebiet an.

Glochiphorus Strohm.
Sphaerosinus Egg.

Standpflanzen nicht bekannt.

Chaetophloeus Lec.

hystrix Lec. (Kalifornien), Rhus integrifolia (Nutt.) Engl.

Die Gattung umfaßt nur diese eine, an Anacardiaceen lebende Art.

Chramesus Lec.

chapuisii Lec. (Lousiana), Celtis mississippiensis Bosc.; — *dentatus* Schaeffer (Nordamerika), Quercus sp.; — *hicoriae* Lec. (Nordamerika), Hicoria sp.

Alle drei Arten leben an Laubbäumen und zeigen insofern eine gewisse Geschlossenheit, als die Standpflanzen verwandtschaftlich dicht beieinander stehen. Leider sind von den meisten Arten — es handelt sich ausschließlich um Amerikaner — die Standpflanzen nicht bekannt.

Von den Gattungen *Hylesinopsis* Egg. und *Acacicis* Lea sind keine Standpflanzen bekannt geworden.

Dendroctonus Er.

approximatus Dietz (Nordamerika), Pinus copulorum Lemm., P. arizonica Engelm., P. chihuahuana Engelm.; — *arizonicus* Hopk. (Arizona), Pinus scopulorum Lemm.; — *barberi* Hopk. (Nordamerika), Pinus scopulorum Lemm., P. edulis Engelm., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *borealis* Hopk. (Alaska), Picea canadensis Mill., P. engelmanni Engelm.; — *brevicomis* Lec (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws., P lambertiana Dougl, P. coulteri D. Don, P. contorta Loudon; *convexifrons* Hopk. (Nordamerika), Pinus scopulorum Lemm., P. chihuahuana Engelm.; — *engelmanni* Hopk. (Nordamerika), Picea engelmanni Engelm., P. canadensis Mill.; — *frontalis* Zimm. (Nordamerika), P. strobus L., P. taeda L., P. rigida Mill., P. virginiana Mill., P. glabra Walt., P. echinata Mill., P. palustris Mill., Picea pungens Engelm., P. rubens Sarg., P. excelsa Lam.; — *jeffreyi* Hopk. (Kalifornien), Pinus jeffreyi Balfour, P. ponderosa Laws., P. lambertiana Dougl; — *mexicanus* Hopk. (Mexiko), Pinus lejophylla Schiedl & Deppe, P. ayacahuite Ehrenb.; — *micans* Kugel. (Europa, Sibirien), Picea excelsa Lam., Pinus silvestris L., Abies pectinata Lam.; — *monticolae* Hopk. (Nordamerika), Pinus lambertiana Dougl., P. monticola Dougl, P. murrayana Balf., P. ponderosa Laws., P. contorta Loudon, P. balfouriana Murr, Picea

canadensis Mill., P. engelmanni Engelm.; — *murrayanae* Hopk. (Nordamerika), Pinus murrayana Balf., P. contorta Loudon, Picea engelmanni Engelm.; — *obesus* Mann. (Nordamerika), Picea sitchensis Bong.; — *parallelocollis* Chap. (Mexiko), Pinus teocotl. Cham. & Schltd., P. lejophylla Schiedl & Deppe, P. ayacahuite Ehrenb.; — *piceaperda* Hopk. (Kanada), Picea rubens Sarg., P. canadensis Mill., P. mariana Mill., P. rubra Link.; — *ponderosae* Hopk. (Nordamerika), P. scopulorum Lemm., P. flexilis James, P. murrayana Balf., P. strobiformis Engelm., Picea engelmanni Engelm.; — *pseudotsugae* Hopk. (Nordamerika), Pseudotsuga taxifolia La M. Britt., P. macrocarpa Torr., Larix occidentalis Nutt.; — *punctatus* Lec. (Nordamerika), Picea rubens Sarg.; — *rufipennis* Kirby (Michigan), Pinus strobus L., P. banksiena Lamb., Picea sp.; — *simplex* Lec. (Nordamerika, Kanada), Larix lariciana (Du R.) Koch, L. americana Michx., Picea sp.; — *terebrans* Ol. (Nordamerika), Pinus palustris Mill., P. rigida Mill, P. taeda L., P. strobus L., P. echinata Mill., Picea rubens Sarg.; — *valens* Lec. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws., P. strobus L., P. radiata D. Don, P. rigida Mill., P. lambertiana Dougl., P. murrayana Balf., P. strobiformis Engelm., P. chihuahuana Engelm, P. edulis Engelm., P. jeffreyi Balfour, P. silvestris L., P. virginiana Mill., P. arizonica Engelm., P. contorta Loudon, P. balfouriana Murr., P. serotina Michx., Picea canadensis Mill., P. excelsa Lam., P. rubens Sarg., Abies concolor Lindl. & Gord., Larix lariciana (Du R.) Koch.

Keine Gattung ist auf die Standpflanzen so eingehend untersucht worden wie *Dendroctonus*. Die gefährlichsten Feinde der Forstkultur sowohl in U.S.A. wie in Europa finden sich darunter. Hopkins Monographie ist grundlegend. Was ich sonst gelegentlich an Angaben über Standpflanzen fand, war unbedeutend und hat keine Erweiterung des Hopkinschen Verzeichnisses gebracht. Von den 23 Arten leben 7 nur an Kiefer, 6 an Kiefer primär mit gelegentlichem Übergang auf Picea. Dem stehen 5 primäre Picea-Arten gegenüber und nur eine (micans als einzige europäische), die sekundär auch an Pinus und Abies gefunden worden ist. Einige Arten sind in ihren Primär- und Sekundärpflanzen nicht so klar. So geht *barberi* von Pinus auf Pseudotsuga über, es ist kaum anzunehmen, daß die Reihenfolge umgekehrt ist. An Pseudotsuga und Larix findet sich eine Art, wobei es unklar bleibt, ob der Befall an beiden Baumarten gleichmäßig stark ist. Eine Art (*simplex*) dürfte Larix vorziehen und Picea nur sekundär befallen. *Valens*, der außer an Pinus auch an Picea, Abies und Larix vorkommt, muß doch wohl als Kieferninsekt angesprochen werden. Danach wären 15 Arten vorwiegend Kieferninsekten, 6 leben an Fichte und je eine an Larix und Pseudotsuga. Alle Standpflanzen liegen innerhalb der Abieteae.

Chortastus Schauf.

Standpflanzen sind nicht bekannt.

Carphoborus Eichh.

andersoni Sw. (Kanada), Picea canadensis Mill.; — *attritus* Peyerh. (Nordafrika), Pinus halepensis Mill.; — *bicristatus* Chap. (Nordamerika), Pinus echinatus Mill., P. taeda L.; — *bifurcus* Eichh. (Nordamerika), Pinus sp.; — *blaisdelli* Sw. (Kanada), Picea rubra Link; — *boswelliae* Stebb. (Ostindien), Boswellia serrata Roxb.; — *carri* Sw. (Kanada), Picea canadensis Mill.; — *cholodkowskyi* Spess. (Rußland, Schweden, Transbaikalien), Pinus silvestris L.; — *costatus* Wichm. (Himalaya), Pinus longifolia Roxb., P. excelsa Wallich; — *dunni* Sw. (Kanada), Picea rubra Link; — *minimus* Fabr. (Mitteleuropa), Pinus silvestris L., P. austriaca Höss., P. leucodermis Ant., P. montana Mill., P. strobus L.; — *perrisi* Chap. (Korsika), Olea europaea L., Pistacia terebinthus L., P. mutica Fischer & Mey., P. integerrima (?) Stew.; — *pini* Eichh. (Südfrankreich, Bosnien), Pinus halepensis Mill., P. leucodermis Ant.; — *ponderosae* Sw. (Kanada), Pinus ponderosa Laws.; — *radiatae* Sw. (Kanada), Pinus radiata Don.; — *rossicus* Sem. (Sibirien), Picea excelsa Lam., P. obovata Ledeb., Abies sibirica Ledeb.; — *sansoni* Sw. (Kanada), Picea canadensis Mill.; — *simplex* Lec. (Kalifornien), Pinus ponderosa Laws., P. lambertiana Dougl.; — *teplouchovi* Spess. (Sibirien), Picea obovata Ledeb., Abies sibirica Ledeb.; — *zhobi* Stebb. (Ostindien), Pinus gerardiana Wallich.

Die *Charphoborus* sind also überwiegend Koniferenінsekten. Von den 20 Arten, deren Standpflanzen bekannt sind, leben 17 an Nadelhölzern. Die Kiefer herrscht vor, an ihr leben 10, ohne auf eine Sekundärpflanze überzugehen. 5 Arten sind an Fichte monophag und nur 2 sind an Abies, wohl sekundär, übergegangen. Für den europäischen *perrisi* gibt Trédl Olea und Pistacia an. Er bezeichnet sie beide als primäre Standpflanzen. Das Allgemeinbild wird also durch die nicht an Koniferen lebenden Arten etwas unklar und das um so mehr, als verwandtschaftlich weit entfernt stehende Familien in Frage kommen.

Kissophagus Chap.

hederae Schmidt (Mittel- und Südeuropa, Transkaspien), Hedera helix L.; — *novaki* Rttr. (Mittelmeergebiet), Hedera helix L., H. colchica C. Koch; — *nüsslini* Rttr. (Kaukasus, Transkaukasien), Hedera helix L.; — *tiliae* Nijs. (Japan), Tilia cordata Mill. var. japonica Miq.; — *erinellus* Wichm. (Sizilien), Hedera sp.

Von der nur kleinen Gattung von 6 Arten sind von 5 die Standpflanzen bekannt. Der abgeschlossene Verwandtschaftskreis an einer so isoliert stehenden Pflanze wie Hedera ist immerhin bemerkenswert. Vielleicht ist auch die eine von Wichmann aus Istrien beschriebene Art, von der man die Standpflanzen nicht kennt, am Efeu. *Tiliae* an Linde stört zwar die Einheit des Standpflanzenbildes, aber es ist anzunehmen, daß auch die von Hagedorn aus Deutsch-Ostafrika beschriebene Art, wenn sie sicher zu *Kissophagus* gehört, auf einer dem Efeu nicht verwandten Pflanze lebt.

Xylechinus Chap.

bergeri Spess. (Sibirien), Phellodendron amurense Rupr.; — *pilosus* Knoch (Nord- und Mitteleuropa), Picea excelsa Lam., Larix europaea Lam. & DC.; — *sp.* Eugenia dalbergioides.

Die Gattung läßt keine einheitliche Pflanzenverwandtschaft erkennen. Eine Art lebt an Rutaceen, eine an Koniferen und eine an Myrtaceen. Da die ganzen Amerikaner noch in ihren Standpflanzen unbekannt sind, so lassen sich keine Vergleiche ziehen.

Phloeosinus Chap.

aubei Perris (Südeuropa), Thuja orientalis L., Cupressus sempervirens L., Juniperus phoenica L. J. macrocarpa Sibth., J. microcarpa, J. excelsa Bieb., J. communis L., J. depressa Pursh., Sequoia gigantea DC., Thuja occidentalis L., Oxycedrus sp.; — *antennatus* Sw. (Kanada), Libocedrus sp.; — *baumanni* Hopk. (Mexiko), Cupressus sp.; — *canadensis* Sw. (Kanada), Thuja occidentalis L.; — *cedri* Brisout (Algier), Cedrus libani Loudon; — *cribratus* Bldfd. (Sumatra), Myristica fragrans Houtt.; — *cristatus* Lec. (Kalifornien), Sequoia sempervirens Endl., Cupressus sp.; — *cupressi* Hopk. (Kalifornien), Sequoia sempervirens Endl., Cupressus macrocarpa Hartw., C. sargentii Jepson; — *dentatus* Say. (Nordamerika, Kanada), Juniperus virginiana L., Thuja sp.; — *enixus* Blackm. (Nordamerika), Juniperus virginiana L.; — *fulgens* Sw. (Kanada), Libocedrus decurrens Torrey; — *henschi* Rttr. (Herzegowina), Juniperus communis L., J. sabina L., Thuja occidentalis L., T. orientalis L., Sequoia gigantea DC.; — *hoppingi* Sw. (Kanada), Juniperus scopulorum Sarg., Libocedrus decurrens Torrey; — *iubatus* Samp. (Himalaya), Cupressus torulosa Don.; — *juniperi* Sw. (Kanada), Juniperus occidentalis Hook.; — *lewisi* Bldfd. (Japan), Chamaecyparis obtusa S. & Z., Cryptomeria japonica Don.; — *minutus* Sw. (Kanada), Cupressus sargentii Jepson; — *perlatus* Chap. (Japan), Chamaecyparis obtusa S. & Z., Thujopsis dolabarata S. & Z., Juniperus chinensis L.; — *pini* Sw. (Kanada), Pinus banksiana Lamb.; — *prostratus* Peyerimh. (Nordwestafrika), Juniperus communis L. var. nana Willd.; — *punctatus* Lec. (Nordamerika), Libocedrus decurrens Torrey, Chamaecyparis Lawsoniana Murr., Sequoia gigantea DC., Thuja plicata Don.; — *rubicundulus* Sw. (Nordamerika), Sequoia gigantea DC.; — *rudis* Bldfd. (Japan), Chamaecyparis obtusa S. & Z., Thujopsis dolabrata S. & Z.; — *rugosus* Sw. (Kanada), Juniperus occidentalis Hook.; — *schumensis* Eggers (Deutsch-Ostafrika), Juniperus procera Hochst.; — *scopulorum* Sw. (Kanada), Juniperus scopulorum Sarg.; — *sequoiae* Hopk. (Nordamerika), Sequoia gigantea DC., S. sempervirens Endl., Thuja plicata Don.; — *serrifer* Wichm. (Balkan, Ungarn), Juniperus communis L., Cupressus sempervirens L.; — *tacubayae* Hopk. (Mexiko), Cupressus sp.; — *thujae* Perris (Mitteleuropa), Juniperus communis L. var. nana Willd., J. sabina L., J. pseudosabina Fisch., Thuja occidentalis L., T. orientalis L., Sequoia gigantea DC., Cupressus pisifera

Koch.; — *transcaspicus* Sem. (Transkaspien), Juniperus foetidissima Willd.; — *turkestanicus* Sem. (Bukhara), Juniperus communis L., J. pseudosabina Fisch.; — *vandykei* Sw. (Kanada), Libocedrus decurrens Torr.; — *variolatus* Bruck (Kalifornien), Cupressus sargenti Jepson; — *sp.* (1) Litsaea polyantha Juss.; — *sp.* (2) Litsaea chinensis Lom (?); — *sp.* (3) Phoebe lanceolata Nees.; — *sp.* (4) Machilus odoratissima Nees; — *armatus* Reitt. (Stambul, Kreta, Palästina), Cupressus sp.; — *andresi* Egg., Cupressus sp.

Von 36 Arten sind die Standpflanzen bekannt. Davon leben 31 an Koniferen und alle in enger Verwandtschaft der Taxodieae und Cupresseae. Von den restlichen 5 sind 3 an Lauraceen und eine an der den Lauraceen nahe verwandten Familie der Myristicaceen, die 5. Art ist noch unklar. Es ist immerhin möglich, daß sich im indischen und indomalaiischen Gebiet ein eigener von den Koniferenbewohnern ganz abweichender Verwandtschaftskreis gebildet hat.

Hyledius Samps.

sp. Myristica longifolia Wall.

Dacryostactus Schauf.

kolbei Schauf. (Südafrika), Am Stamm einer Meliacee.

Liparthrum Woll.

andresi Egg. Cupressus sp.; — *albidum* Wichm. (Istrien), Spartium junceum L.; — *arnoldi* Sem. (Tiflis), Peripoca graeca L.; — *artemisiae* Woll. (Madera), Artemisia argentea Herit.; — *bartschti* Mühl. (Wien), Viscum album L.; — *bicaudatum* Woll. (Gomera), Euphorbia sp.; — *ciliatum* Egg. (Kanarische Inseln), Ficus canaria L.; *colchicum* Sem. (Kaukasus), Laurus nobilis L.; — *corsicum* Eichh. (Italien, Korsika), Genistae horrida DC.; — *cytisi* Egg. (Herzegowina), Cytisus sp. — *genistae* Aubé (Mittelmeergebiet), Genista horrida DC., G. numidica var. sarotes Pom., Spartium junceum L., Calycotome spimosa Lam.; — *georgi* Knotek (Mittelmeergebiet, Kaukasus), Anagyris foetida L.; — *inarmatum* Woll. (Teneriffa), Euphorbia piscatoria Ait., E. dendroides L.; — *lowei* Woll. (Teneriffa), Euphorbia sp.; — *mori* Aubé (Mittelmeergebiet), Morus alba L.

Die Standpflanzen lassen jede Einheitlichkeit vermissen. Es finden sich ganz ausgefallene Familien darunter und es ist auffallend, daß kein Übergang von einer Familie auf die andere stattfindet. Als Standpflanzen kommen folgende Familien in Frage: Leguminosen 5mal, Euphorbiaceen 3mal, Moraceen 2mal, Asclepiadaceen, Compositen, Loranthaceen und Lauraceen je 1mal.

Hylurgulus Egg.

Standpflanzen nicht bekannt.

Hypoborus Er.

ficus Er. (Mittelmeergebiet), Ficus caria L., Vitis vinifera L.

Aus dieser kleinen Gattung ist nur von *ficus* über Standpflanzen bekannt geworden. Das Vorkommen am Wein ist sicher sekundär. Alle anderen zu *Hypoborus* gezählten Arten sind von Motschoulsky aus Ceylon und Ostindien beschrieben. Die Zugehörigkeit zur Gattung wäre ohne Prüfung der Typen also ohnehin sehr zweifelhaft.

Styracopterus Bldfd.

Von der einzigen Art sind keine Standpflanzen bekannt.

Acanthophorus Strohm.

brevicollis Stroh. (Bechuanaland). An einem unbekannten Laubholz (Tumbili).

Aricerus Bldfd.
Eulytocerus Bldfd.
Dryotomus Chap.

Von diesen 3 Gattungen, die meist nur eine Art umfassen, sind keine Standpflanzen bekannt geworden.

Phloeotribus Latr.

caucasicus Rittr. (Rußland, Kaukasus), Fraxinus excelsior L.; — *liminaris* Harris (Nordamerika), Prunus sp., P. persica Zucc., P. armeniaca L., P. cerasus L., P. serotina Ehrh., Pirus malus L.; — *scarabaeoides* Bernard (Südeuropa), Olea europaea L., Fraxinus excelsior L.; Syringa vulgaris L., Phillyrea latifolia L., Fraxinus dimorpha Coss.; — *setulosus* Eichh. (Zentralamerika), Hevea brasiliensis Müll.-Arg.; — *oleiphilus* del Guercio (Italien), Olea.

Im Junkschen Katalog sind 29 Arten, die im wesentlichen in Zentral- und Südamerika vorkommen, aufgeführt. Es ist daher nicht verwunderlich, daß nur von 5 die Standpflanzen bekannt sind, unter denen sich eine südamerikanische befindet. Die europäischen Arten leben primär an Oleaceen, die Nordamerikaner an Steinobst und Moraceen, der Südamerikaner an einer Kulturpflanze (Hevea). Irgendwelche Vergleiche sind also unstatthaft.

Phloeophthorus Woll.

asiaticus Pjatn. (Innerasien), Fraxinus sp.; — *brevicollis* Kolen (Kaukasus, Krim), Colutea arborescens L.; — *cristatus* Fauv. (Mittelmeergebiet), Phillyrea latifolia L.; — *latus* Wichm. (Istrien), Spartium junceum L.; — *muricatus* Egg. (Bulgarien), Fraxinus ornus L.; — *rhododactylus* Marsh. (Mitteleuropa), Spartium scoparium L., Ulex europaeus L., Cytisus laburnum L., C. nigricans L., Coronilla emerus L.; — *vinogradovi* Sem. (Transkaukasien), Cytisus biflorus Herit., C. laburnum L.

Die Standpflanzen sind zwar nicht ganz einheitlich, gruppieren sich aber doch um 2 Familien, nämlich um Leguminosen und Oleaceen. Die

an Leguminosen lebenden Arten sind insofern bemerkenswert, als sie sich im wesentlichen auf die Genisteen beschränken, nur die gelegentlich angegangene Coronilla gehört den Hedysareen an. Das Gesamtbild ist also ein sehr klares und abgerundetes.

Phthorophloeus Rey.

dentifrons Blackm. (Nordamerika), Celtis mississippiensis Bosc.; — *frontalis* Oliv. (Nordamerika), Morus rubra L., Celtis occidentalis L., Broussonskia papyrifera (L.) Vent.; — *mississippiensis* Blackm. (Nordamerika), Prunus angustifolia Marsh.; — *piceae* Sw. (Kanada), Picea canadensis Mill.; — *spinulosus* Rey (Mitteleuropa), Picea excelsa Lam., Abies pectinata Lam.

Hagedorn hat die beiden letzten Gattungen vereinigt und *Phthorophloeus* nur als Untergattung aufgeführt. Von den Standpflanzen aus betrachtet, ist es richtiger, beide als Gattungen bestehen zu lassen. Die *Phloeophthorus*-Arten leben in guter Geschlossenheit an Pflanzenfamilien, an denen kein *Phthorophloeus* nachgewiesen ist. Das Bild bei letzterer Gattung ist völlig unklar. Zwei finden sich an Koniferen, eine am Steinobst und zwei an Moraceen. Bei Vereinigung beider Gattungen würde das Pflanzenbild viel unklarer werden als es nach der Trennung der Gattungen ist.

Acrantus Broun.
Dendrotrupes Broun.
Problechilus Eichh.

Standpflanzen sind nicht bekannt.

Pseudocryphalus Sw.

brittaini Sw. (Kanada), Pirus sp.; *criddlei* Sw. (Kanada), Prunus virginiana L.

Nach Ansicht von Eggers ist die Gattung unsicher. Gehört sie zu den *Hylesinae*, so wäre sie vielleicht zu *Renocis* synonym zu stellen oder müßte umgetauft werden.

Von den 60 Gattungen der *Hylesininae* sind von 31 Standpflanzen bekannt, von 29 nicht. Das Verhältnis erscheint recht ungünstig, ist es in Wirklichkeit aber nicht. Von allen artenreichen Gattungen sind Standpflanzen in mehr oder weniger großem Umfang bekannt. Manche sind sehr gut durchgearbeitet, es sei nur an *Dendroctonus* erinnert, nur *Phloeotribus*, obwohl fast 30 Arten beschrieben sind, ist schwach vertreten. Den Grund habe ich bei der Besprechung schon angegeben. Die Gattungen ohne Standpflanzenangabe sind alle artenarm, oft ist nur eine Art bekannt. Zahlenmäßig sind also die Ergebnisse nicht schlecht.

Im großen und ganzen müssen die *Hylesininae* als Koniferenbewohner angesehen werden. An Nadelhölzern leben mehr Arten als an allen anderen Pflanzenfamilien zusammen. Nur die Oleaceen und Leguminosen sind

stärker vertreten, bleiben aber stark hinter den Koniferen zurück. Die übrigen Pflanzenfamilien haben nur zum Teil als Primärpflanzen Bedeutung, manche sind sicher sekundär oder nur zufällig befallen.

Das Verhältnis der befallenen Pflanzenfamilien nach ihrer Befallstärke ist folgendes:

Koniferen 123, Oleaceen 23, Leguminosen 14, Moraceen 9, Pomaceen und Fagaceen je 7, Ulmaceen und Euphorbiaceen je 4, Anacardiaceen, Combretaceen, Araliaceen und Dipterocarpaceen je 3, Betulaceen, Tiliaceen und Lauraceen je 2, Elaeagnaceen, Aceraceen, Rutaceen, Myrtaceen, Burseraceen, Rubiaceen, Lythraceen, Theaceen, Verbenaceen, Juglandaceen, Myristicaceen, Vitaceen, Meliaceen, Compositen und Loranthaceen je 1. Von einer Art ist der botanische Name nicht festzustellen und einige konnte ich nicht sicher unterbringen.

4. Crypturginae.

Aphanarthrum Woll.

affine Woll. (Canarische Inseln), Euphorbia balsamifera Ait; — *alluaudi* Peyrimh. (Marokko), Euphorbia beaumierana Coss. Hook, E. echinus Coss. Hook, E. resinifera Brg.: — *armatum* Woll. (Lanzardte), Euphorbia sp.; — *bicinctum* Woll. (Canarische Inseln), Euphorbia balsamifera Ait., E. dendroides L.; — *bicolor* Woll. (Canarische Inseln), Euphorbia sp. — *canariense* Woll. (Canarische Inseln), Euphorbia canariensis L.; — *canescens* Woll. (Gomera), Euphorbia sp.; — *euphorbiae* Woll. (Madeira), Euphorbia mellifera Ait.; — *glabrum* Woll. (Ferro), Euphorbia sp.; — *goniomma* Enderl. (Canarische Inseln), Euphorbia handiensis Bh.; — *hesperidum* Woll. (Cap Verd. Ins.), Euphorbia Tuckeyana Steud.; — *jandiacum* Enderl. (Canarische Inseln), Euphorbia handiensis Bh.; — *jubae* Woll. (Canarische Inseln), Euphorbia regis jubae Webb., E. canariensis L.; — *luridum* Woll. (Canarische Inseln), Euphorbia canariensis L.; — *mairei* Peyerimh. (Marokko), Euphorbia beaumierana Coss. Hook, E. echinus Coss. Hook, E. resinifera Berg.; — *piscatorium* Woll. (Canarische Inseln), Euphorbia sp.; — *pygmaeum* Woll. (Gomera), Euphorbia canariensis L.; — *tuberculatum* Woll. (Teneriffa), Euphorbia sp.

Aphanarthrum ist eine der interessantesten Ipidengattungen überhaupt. Das Zusammendrängen auf einen kleinen Inselschwarm und die scheinbar lange Abgeschlossenheit vom Festlande hat zu einer so strengen Monophagie geführt wie das kaum noch ein zweites Mal zu beobachten sein dürfte. Euphorbia canariense wird wohl die am meisten befallene Pflanze sein und mehrere Arten, von denen die speziellen Standpflanzen noch nicht bekannt sind, werden auch hierher gehören.

Crypturgus Er.

alutaceus Schwarz (Nordamerika), Pinus palustris Mill., P. inops Sz., Picea sp.; — *atomus* Lec. (Nordamerika, Kanada), Pinus sp., Picea sp., Larix sp., Tsuga sp.; — *barbeyi* Strohm. (Spanien), Abies pinsapo Boiss.

— *borealis* Sw. (Kanada), Pincea canadensis Mill., P. sitchensis Bong.; — *cedri* Eichh. (Algier), Cedrus sp.; — *cinereus* Herbst (Europa), Pinus silvestris L., P. leucodermis Ant., P. halepensis Mill., P. strobus L., P. austriaca Höss., P. pinaster Sol., Picea excelsa Lam.; — *cribrellus* Rttr. (Mittelmeergebiet), Pinus halepensis Mill.; — *danicus* Egg. (Dänemark), Picea excelsa Lam.; — *hispidulus* Thoms. (Nordamerika) Picea sp., Pinus sp.; — *gaunersdorferi* Rttr. (Euboea), Pinus halepensis Mill.; — *maulei* Roub. (Littauen), Pinus silvestris L., Picea excelsa Lam.; — *minimus* Stebb. (Ostindien), Pinus excelsa Wallich, P. longifolia Roxb., Abies webbiana Lindl, Cedrus deodara Loud.; — *numidicus* Ferr. (Mittelmeergebiet), Pinus halepensis Mill., P. pinaster Sol., P. leucodermis Ant, P. pithyusa Fox.; — *pusillus* Gyll. (Europa, Japan, Nordamerika), Pinus leucodermis Ant., P. peuce Grieseb., P. densiflora S. & Z., P. silvestris L., P. strobus L., P. pinaster Sol., P. pinea L., P. austriaca Höss., P. montana Mill., Picea excelsa Lam., P. ajanensis Fisch., P. morinda Link., P. jezoensis Carr., Abies pectinata Lam., Larix europaea Lam. & DC., L. americana Michx.; *tuberosus* Nijs. (Japan), Pinus pumilio Willk., Picea glehnii Mast., P. ajanensis Fisch., P. jezoensis Carr.; — *concolor* Woll. (Canaren), Pinus sp.

Die Gattung lebt ausschließlich an Koniferen und mit geringen Ausnahmen streng abgeschlossen an Abietineae.

Pseudocrypturgus Egg.

Standpflanzen sind nicht bekannt.

Cisurgus Rttr.

occidentalis Peyerimh. (Marokko), Euphorbia beaumierana Coss. Hook, E. echinus Coss. Hook, E. resinifera Beig.; — *pusillus* Woll. (Canarische Inseln), Euphorbia canariensis L.

Die Arten leben auf den Canaren und Marokko und haben sich wie die *Aphanarthrum*-Arten Euphorbia als Standpflanze gewählt. Das ist sicher darauf zurückzuführen, daß andere Standpflanzen kaum zur Verfügung standen. Von 3 anderen Arten des palaearktischen Gebietes dürften die Standpflanzen sicher andere sein.

Dolurgus Eichh.

pumilus Mannh. (Alaska, Nordamerika), Picea sitchensis Bong.

Die Gattung umfaßt nur diese eine Art.

Triotemnus Woll.

longicollis Peyerimh. (Marokko), Euphorbia resinifera Berg, E. beaumierana Coss. Hook; — *subretucus* Woll. (Canarische Inseln), Euphorbia canariensis L.

Das für *Cisurgus* Gesagte gilt auch hier.

Polygraphus Er.

aterrimus Strohm. (Hymalaya), Pinus excelsa Lam., Abbies webbiana Lindl., Cedrus deodara Loud.; — *burmanicus* Beeson (Ostindien), Pinus khasya Royle; — *gracilis* Nijs. (Japan), Picea glehnii Mast., Abies sachalinensis Mast.; — *grandiclava* Thoms. (Europa), Pinus cembra L., Prunus avium L., P. cerasus L.; — *hoppingi* Sw. (Kanada), Picea engelmanni Engelm.; — *jezoensis* Nijs. (Japan), Picea ajanensis Fisch., P. glehnii Mast.; — *longifolia* Stebb. (Ostindien), Pinus longifolia Roxb.; — *major* Stebb. (Ostindien), Pinus excelsa Wallich; — *melanotus* Beeson (Ostindien), Pinus excelsa Wallich; — *minor* Stebb. (Ostindien), Pinus excelsa Wallich, Picea morinda Link., Abies webbiana Lindl., Cedrus deodara Loud.; — *miser* Bldf. (Japan), Abies nephrolepis Max.; — *nigrielytris* Nijs. (Japan), Pirus aucuparia Gaertn. var japonica Max.; — *oblongus* Bldfd. (Japan), Abies firma S. & Z.; — *poligraphus* L. (Europa), Pinus cembra L., P. silvestris L., P. strobus L., Picea excelsa Lam., Abies pectinata L.; — *proximus* Bldfd. (Japan), Abies sachalinensis Mast., A. nephrolepis Max., Picea jezoensis Carr. (Korea), P. koraiensis Nak.; — *punctifrons* Thoms. (Schweden), Picea excelsa Lam.; — *rufipennis* Kirby (Nordamerika), Pinus sp., Picea rubra Lindl., Abies sp., Larix americana Michx.; — *setosus* Beeson (Ostindien), Pinus longifolia Roxb.; — *ssiori* Nijs. (Japan), Prunus pseudocerasus Lindl.; — *subopacus* Thoms. (Europa), Pinus montana Mill., P. silvestris L., P. maritima Lam., P. cembra L., P. koraiensis S. & Z., Picea excelsa Lam., P. obovata Ledeb., Abies sibirica Ledeb.; — *trenchi* Stebb. (Ostindien), Pinus gerardiana Wallich.

Von den 22 Arten leben 19 an Koniferen und 3 an Obstbäumen. Der Übergang von *grandiclava* auf Pinus kann wohl kaum mehr als sekundären Charakter haben und nur als Gelegenheitsfund bewertet werden. Das Standpflanzenbild ist also ein recht harmonisches, wenn auch die Tatsache, daß zwei so verschiedene Familien wie die Koniferen und Pomaceen befallen sind, besteht. Monophag an Kiefer sind 6, an Fichte und an Tanne je 2 Arten. 4 Arten gehen auf mehrere Koniferengattungen über, die aber noch innerhalb der Abietinae liegen und nur in 2 Fällen ist der Übergang auf Cedrus deodara festgestellt worden.

Von den Gattungen *Pseudothamnurgus* Egg., *Oxophagus* Egg., *Spongotarsus* Haged. und *Phrixosoma* Bldfd. sind keine Standpflanzen bekannt.

Die *Crypturginae* umfassen 11 Gattungen, von 6 sind die Standpflanzen bekannt, von 5 nicht. Es handelt sich dabei um kleine, meist nur eine Art umfassende Gattungen.

Die Verteilung der Standpflanzen nach den Familien ist folgende: Es sind befallen Koniferen 30mal, Euphorbiaceen 22mal, Pomaceen 3mal. Die Standpflanzen der Crypturginae beschränken sich demnach auf 3 Familien, die verwandtschaftlich allerdings nicht das geringste miteinander zu tun haben.

5. Cryphalinae.

Cryphalus Er.

abietis Ratz. (Europa), Pinus silvestris L., P. strobus L., P. austriaca Höss., P. densiflora S. & Z., P. coraiensis S. & Z., Picea jezoensis Carr., P. glehnii Mast., P. excelsa Lam., Abies pectinata Lam.; — *approximatus* Hopk. (Nordamerika), Abies grandis Lindl.; — *amabilis* Chamberl. (Nordamerika), Abies amabilis Forbes; — *balsameus* Hopk. (Nordamerika), Abies balsamea Mill.; — *basjoo* Nijs. (Japan), Musa basjoo Sieb.; — *boswelliae* Stebb. (Ostindien), Boswellia serrata Roxb.; — *canadensis* Sw. (Kanada), Abies lasiocarpa (Hook.) Nutt.; — *carpini* Berger (Sibirien), Carpinus cordata Blume; — *carpinivorus* Mur. (Japan), Carpinus sp.; — *cryptomeriae* Nijs. (Japan), Cryptomeria japonica Don.; — *deodara* Stebb. (Ostindien), Cedrus deodara Loud.; — *discretus* Eichh. (Birma), Afzelia bijuga A. Gray., Excoecaria agallocha L.; — *exiguus* Bldfd. (Japan), Morus alba L.; — *fraseri* Hopk. (Nordamerika), Abies fraseri Lindl.; — *fulvus* Nijs. (Japan), Pinus densiflora S. & Z., P. koraiensis S. & Z.; — *grandis* Chamberl. (Oregon), Abies grandis Lindl.; — *juglansi* Nijs. (Japan), Juglans sieboldiana Max.; — *hagedorni* Egg. (Java), Aus javanischen Pilzen gezüchtet; — *indicus* Eichh. (Birma), Artocarpus lakoocha Roxb., Ficus rumphii Blum; — *indicus* Stebb. (Hymalaya), Abies webbiana Lindl.; — *intermedius* Ferr. (Europa), Pinus silvestris L., Larix europaea Lam. & DC., L. polonica Rac.; — *jalappae* Letzn. (Mexiko), Ipomoea purga Hayne; — *laricis* Nijs. (Japan), Larix leptolepis Gord.; — *latus* Egg. (Ussuri), Picea sp., Abies sp., Larix sp.; — *longifolia* Stebb. (Himalaya), Pinus longifolia Roxb.; — *major* Stebb. (Himalaya), Pinus longifolia Roxb.; — *malus* Nijs. (Japan), Prunus pseudocerasus Lindl., Pirus malus L.; — *mandshuricus* Egg. (Sibirien), Corylus sp., Juglans mandshurica Max.; — *miles* Lec. (Florida), Pinus (?); — *morinda* Stebb. (Ostindien), Picea morinda Link.; — *numidicus* Eichh. (Mittelmeergebiet), Pinus halepensis Mill., Abies numudica Lann., A. pinsapo Boiss; - *piceae* Ratz. (Europa, Nordamerika), Pinus silvestris L., Picea ajanensis Fisch., P. glehnii Mast., P. excelsa Lam., Abies firma S. & Z., A. pectinata Lam., A. sachaliensis Mast., Larix europaea Lam. & DC, Picea jezoensis Carr., Thuja; — *pruni* Egg. (Ussuri), Prunus triloba Roxb.; — *pubescens* Hopk. (Nordamerika), Abies grandis Lindl.; — *redikorzevi* Berger (Sibirien), Abies halophylla Max.; — *rhusii* Nijs. (Japan), Rhus toxicodendron L. v. radicans Miq.; — *rubentis* Hopk. (Nordamerika), Picea rubens Sarg.; — *scabricollis* Eichh. (?) (Hindostan), Calesium grande O. Ktze ; — *saltuarius* Weise (Deutschland, Kaukasus), Pinus silvestris L., P. strobus L., P. austriaca Höss., Picea excelsa Lam., P. orientalis LK. & Carr., Abies pectinata Lam., A. nordmanniana Spach., Juniperus communis L.; — *scopiger* Berger (Südussurien), Juglans mandshurica Max.; — *striatulus* Mannh. (Nordamerika, Alaska), Pinus sp., Picea engelmanni Engelm., Abies sp., Tsuga sp.; — *strohmeyeri* Stebb. (Ostindien), Abies pindrow Royle; — *subconcentralis*

Hopk. (Nordamerika), Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt., Abies grandis Lindl.; — *tectonae* Stebb. (Ostindien), Tectona grandis L.; — *tiliae* Panz. (Europa), Tilia amurensis Kom., T. tomentosa Moench., T. grandifolia Ehrh., T. parvifolia Ehr., Carpinus betulus L., Hibiscus syriacus L.; — *wapleri* Eichh., Ficus sp.; — *spp.* Acacia arabica Willd., Alnus nitida Endl., Ficus religiosa L., Calesium grande O. Ktze., Vallaris heynei Spreng.

Hagedorn hat im Junkschen Katalog *Cryphalus* als Großgattung aufgefaßt und 6 Untergattungen dazu gezogen. Wie bei *Hylesinus* werde ich die Untergattungen hier als selbständige Gattungen auffassen und einander gegenüberstellen.

Das Standpflanzenbild bei *Cryphalus* ist ein recht buntes. Nicht weniger als 15 Pflanzenfamilien sind festgestellt worden, mehr als die Hälfte aller Käferarten leben an Koniferen. Der Übergang auf mehrere Pflanzenfamilien ist auffällig gering und betrifft dann auch zuweilen noch nahe Verwandte. Ganz aus dem Rahmen fällt *hagedorni*, der aus Pilzen, sehr wahrscheinlich harten, den Polyporus ähnlichen Formen gezogen sein soll. Möglich wäre es immerhin, denn die harten holzartigen Pilze werden den Käfern ebensogut Ernährungsmöglichkeit bieten wie holzartige Pflanzen selbst. Die Befallstärke der einzelnen Pflanzenfamilien ist folgende: Koniferen 27, Betulaceen und Moraceen je 4, Juglandaceen 3, Leguminosen und Pomaceen je 2, Musaceen, Burseraceen, Euphorbiaceen, Convolvulaceen, Anacardiaceen, Verbenaceen, Tiliaceen und Malvaceen je 1 mal, eine Art wurde aus javanischen Pilzen gezüchtet.

Hypothenemus Westw.

asiminae Hopk, (Nordamerika), Asimina triloba Dun., Quercus texana Buchl.; — *atomus* Hopk. (Nordamerika), Salix nigra Marshall, Gleditschia tricanthos L.; — *bicolor* Egg. (Deutsch-Ostafrika), Vigna sienensis (L.) Endl.; — *ceibae* Hopk. (Nordamerika), Ceiba sp.; — *chamaecipariae* Nijs. (Japan), Chamaecyparis obtusa S. & Z.; — *dipterocarpi* Hopk. (Nordamerika), Dipterocarpus palosapis Blanco; — *dolichocola* Hopk. (China), Dolichos lablab L.; — *eruditus* Westw. (Nordamerika, Afrika, Südseeinseln), Sorghum saccharatum Pers., Vitis vinifera L., Gossypium sp., Citrus sp., Pirus sp., Quercus sp., Ficus sp., Lonicera sp., Robinia sp.; — *flavosquamosus* Hopk. (Liberia), Coffea sp.; — *hamamelidis* Hopk. (Nordamerika), Hamamelis virginiana L.; — *impressifrons* Hopk. (Nordamerika), Salix sp.; — *juglandis* Blackm. (Nordamerika), Juglans nigra L.; — *lezhavai* Pjatn. (Sibirien), Morus, Tilia, Fraxinus, Laurus, Ailanthus, Pinus; — *mali* Hopk. (Kapland), Pirus sp.; — *marylandicae* Hopk. (Nordamerika), Acer rubrum L.; — *myristicae* Hopk. (Java), Myristica fragrans Houtt.; — *nigricollis* Hopk. (Kapland), Pirus sp.; — *nigripennis* Hopk. (Nordamerika), Carpinus caroliniana Walt., Crategus sp., Magnolia foetida Sarg., M. glauca L, Nyssa aquatica Marsh., Ficus sp., Vitis sp.; — *oblongus* Nijs. (Japan), Pinus densiflora S. & Z.; — *parvus* Hopk. (Kuba), Limonia silvestre; — *pruni*

Hopk. (Nordamerika), Prunus serotina Ehrh.; — *punctifrons* Hopk. (Florida), Liquidambar stryaciflua L., Quercus sp., Smilax sp.; — *punctipennis* Hopk. (Kapland), Pirus sp.; — *pusillus* Egg. (Kongostaat), Pithecolobium altissimum Oliver, Gossypium sp., Theobroma cacao L.; — *robiniae* Hopk. (Nordamerika), Robinia pseudacacia L.; — *robustus* Blackm. (Nordamerika), Liquidambar stryaciflua L.; — *rufopalliatus* Hopk. (Nordamerika), Ficus sp.; — *rumseyi* Hopk. (Nordamerika), Cercis canadensis L., Hicoria sp.; — *sacchari* Hopk. (Westindien, Nevis), Saccharum officinarum L.; — *sapporoensis* Nijs. (Japan), Tilia cordata Mill. var. japonica Miq.; — *sparsus* Hopk. (Nordamerika), Crataegus sp.; — *tenuis* Hopk. (Guatemala), Cornus sp.; — *toxicodendri* Hopk. (Nordamerika), Rhus toxicodendron L., Hicoria sp.; — *tritici* Hopk. (Nordamerika), Triticum sp.; — *tuberculosus* Haged. (Belg. Kongo), Hevea brasiliensis Müll.-Arg.; — *webbi* Hopk. (Philippinen), Cupania sp.; — *sp.* Machura pomiferum Raf., Ficus sp., Cercis canadensis L., Fraxinus americana L., Smilax sp., Hicoria pecan Britt.

Noch bunter als bei *Cryphalus* wird das Standpflanzenbild bei *Hypothenemus*. Während sich bei *Cryphalus* die Standpflanzen auf 15 Familien beschränken, ist die Zahl bei *Hypothenemus* gerade doppelt so groß. Wir sehen dort, daß die Koniferen mehr befallen sind als alle anderen Pflanzenfamilien zusammen und damit läßt sich doch noch immerhin eine gewisse Geschlossenheit erkennen. Bei *Hypothenemus* sind die Befallstärken der einzelnen Familien so wenig unterschiedlich, daß keine einzige als bevorzugt oder gar dominant anzusprechen ist. Dazu kommt, daß die *Hypothenemus*-Arten auch nicht immer alle im Holz selbst gefunden werden. Überwiegend findet man allerdings noch die Angaben, daß die Käfer unter toter Borke von Stämmen und Zweigen gefunden werden, aber bei *bicolor* wird schon die Vermutung ausgesprochen, daß die Tiere sich im Samen entwickeln und *pusillus* wird aus Kakaoschalen gemeldet. Unter den Pflanzenfamilien finden sich einige sehr ausgefallene. Jedenfalls ist es sehr merkwürdig, daß wir *Gramineen* mehrfach als Standpflanze aufgeführt sehen. Soweit das Zuckerrohr in Frage kommt, ist das weiter nichts auffallendes, denn auch *Xyleborus*-Arten leben daran, daß aber selbst *Triticum*, also Weizen, als Standpflanze dient und die Käfer in trockenen Stoppeln im Felde gefunden sind, ist immerhin ein Zeichen großer biologischer Anpassungsfähigkeit, wenn man nicht direkt von Entartung sprechen will.

Die Standpflanzen rekrutieren sich aus den verschiedensten, zum Teil weit entfernt stehenden Verwandtschaften. Es sind befallen: Pomaceen 7mal, Leguminosen 6mal, Juglandaceen und Moraceen je 4mal, Hamamelidaceen, Gramineen, Fagaceen je 3mal, Koniferen, Liliaceen, Sapindaceen, Salicaceen und Malvaceen je 2mal, Anonaceen, Bombacaceen, Dipterocarpaceen, Rutaceen, Vitaceen, Caprifoliaceen, Rubiaceen, Aceraceen, Myristicaceen, Betulaceen, Nyssaceen, Magnoliaceen, Sterculiaceen, Tiliaceen, Cornaceen, Anacardiaceen, Euphorbiaceen und Oleaceen je 1mal.

Stephanoderes Eichh.

anogeissi Beeson (Ostindien), Anogeissus latifolia Wall.; — *approximatus* Hopk. (Nordamerika), Hicoria sp.; — *areccae* Horn (Ostindien, Trop. Afrika, Neu-Caledonien), Areca catechu L., Coffea liberica Bull., Baumschwämme; — *ater* Egg. (Kongostaat), Theobroma Cacao L.; — *aulmanni* Haged. (Trop. Afrika), Coffea sp., Gossypium sp., Bauhinia sp.; — *bananensis* Egg. (Kongostaat), Gossypium sp.; — *biseriatus* Egg. (Trop. Afrika), Gossypium sp.; — *brunneicollis* Hopk. (Nordamerika), Ficus sp.; — *cassiae* Eichh. (Asien), Cassia medicinalis (?) Bisch.; — *chapuisii* Eichh. (Sassafras sassafras Harst., Vitis sp.; — *coffeae* Haged. (Trop. Afrika) Coffea sp.; — *congonus* Haged. (Kongo), Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Macrolobium dewevrei Willd., Caesalpinia sp.; — *dissimilis* Zimm. (Nordamerika), Quercus alba L., Q. texana Buchl., Fagus americana Sweet, Hicoria sp, Pirus sp., Prunus sp., Ficus sp., Vitis sp., Pinus sp.; — *ehlersi* Eichh. (Mittelmeergebiet), Ficus carica L., Platanus acerifolia Willd.; — *erectus* Lec. (Nordamerika), Quercus sp., Hicoria sp., Pirus sp., Ficus sp., Vitis sp., Lonicera sp.; — *evonymi* Hopk. (Nordamerika), Evonymus atropurpurea Jacq.; — *fallax* Costa Lima. (Südamerika), Coffea sp.; — *ficus* Hopk. (Nordamerika), Ficus sp.; — *germari* Eichh. (Mexiko), Celtis mississippiensis Bosc.; — *gossypii* Hopk. (Kuba), Gossypium sp.; — *guatemalensis* Hopk. (Guatemala), Theobroma cacao L.; — *hampei* Ferr. (Tropen der alten und der neuen Welt), Coffea arabica L., C. arnoldiana de Wild., C. aruwimiensis de Wild., C. canephora Pierre, C. congensis Froehner, C. dewevrei de Wild. & Th. Dur., C. dybowskyi Pierre, C. excelsa A. Cher., C. laurentii de Wild., C. liberica Bull., C. stenophylla G. Don., Psychotria sp.; — *heterolepis* Costa Lima (Südamerika) Theobroma cacao L., Coffea sp.; — *heveae* Haged. (Kongo), Hevea brasiliensis Müll.-Arg.; — *hispidulus* Lec. (Nordamerika), Quercus sp., Hicoria sp,, Theobroma cacao L., Coffea sp.; — *interpunctus* Hopk. (Nordamerika), Hicoria sp., Quercus texana Buchl.; — *intersetosus* Egg. (Brasilien), Gynerium argenteum Nees.; — *interstitialis* Hopk. (Nordamerika), Rhus hirta Sudw.; — *javanus* Egg. (Java), Mangifera indica L.; — *largipennis* de Toledo Piza jun. (Südamerika), Coffea sp.; — *lecontei* Hopk. (Nordamerika), Quercus sp.; — *moschatae* Schauf. (Guadeloupe), Myristica fragans Houtt.; — *obscurus* F. (Kuba), Coffea sp.; — *perhispidus* Egg. (Kongostaat), Elaeis guineensis L.; — *perkinsi* Hopk. (?), Citrus sp.; — *pini* Hopk. (Nordamerika), Pinus sp.; — *plumeriae* Nördl. (Venezuela), Hevea brasiliensis Müll.-Arg.; — *psidii* Hopk. (Philippinen), Psidium sp.; — *quadridentatus* Hopk. (Nordamerika), Picea sp, Pinus taeda L., P. echinata Mill.; — *quercus* Hopk. (Nordamerika), Quercus prinus L., Q. alba L.; — *rotundicotis* Eichh. (Nordamerika), Hicoria sp.; — *salicis* Hopk. (Nordamerika), Salix sp.; — *seriatus* Eichh. (Nordamerika), Coffea sp., Theobroma cacao L., Rhizinus communis L.; — *sterculiae* Hopk. (Philippinen), Sterculia sp ; — *tamarindi* Hopk. (Philippinen), Tamarindus indica L.; —

texanus Hopk. (Texas), Fagara clava-hercules Small.; — *theobromae* Egg. (Kongostaat), Theobroma Cacao L.; — *virentis* Hopk. (Florida), Quercus sp.; — *winkleri* Rttr. (Kamerun), Corinanthe sp.; — *sp.* Quercus alba L., Q. texana Buchl., Hicoria pecan Britt., Juglans nigra L., Diospyros virginiana L., Sassafras sassafras Harst., Fagara clava-hercules Small., Bauhinia purpurea L., Mezenga xanthoxylum, Smilax sp.

Von ihrer Beziehung zu den Standpflanzen aus betrachtet, unterscheidet sich *Stephanoderes* von *Hypothenemus* kaum. In beiden Gattungen das gleiche bunte Bild. Die Zahl der befallenen Pflanzenfamilien ist fast so groß wie bei *Hypothenemus*, 14 Familien sind in beiden Gattungen vertreten. Während die *Hypothenemus*-Arten im allgemeinen wenig Neigung zur Polyphagie zeigen, scheint diese Eigenschaft bei *Stephanoderes* stärker entwickelt zu sein. Dabei scheint es mir besonders beachtenswert, daß Übergänge auf verwandtschaftlich ganz weit entfernt stehende Familien stattfinden. So von Quercus und Hicoria auf Coffea und Theobroma, von Euphorbiaceen auf Leguminosen usw. Namentlich haben einige Nordamerikaner große Neigung zur Polyphagie. Der Übergang auf verwandtschaftlich nicht nahe stehende Pflanzen wird sicher dadurch erleichtert, daß die Biologie große Spielräume hat. So finden sich Angaben, daß die Entwicklung im toten Holz vor sich geht. Selten nur wird die Rinde allgemein als Brutplatz angegeben, häufiger schon, daß Zweige und Äste befallen sind; dabei ist öfter ausdrücklich gesagt, daß totes Holz bebrütet wird.

Recht auffällig ist der Umstand, daß eine ganze Anzahl von Arten sich in Früchten entwickelt und damit den *Coccotrypres*-Verwandten nahe kommt. Die unangenehmsten Schädlinge tropischer Kulturen finden sich darunter. Kaffeefrüchte sind häufig befallen, aber auch in anderen Familien, so an Palmen und Myristica und vor allen an Kakao, ist Samenbefall nachgewiesen. Die Vielseitigkeit der Anpassung geht aber noch weiter. So soll *lecontei* in toten Zweiggallen an Eichen leben, *winckleri* an Fruchtgallen, *bananensis* in Kapseln der Baumwolle, *cassiae* in Hülsen, also auch wohl im Samen. Der aus faulenden Kakaoschalen gemeldete Befall ist sicher irrtümlich, auch hier wird Samenbefall primär sein. Schließlich sei noch erwähnt, daß sich *intersetosus* im Stengel eines Grases entwickelt und *areccae* außer an Areca und Coffea auch an Baumschwämme gehen soll. Jede Spur von Einheitlichkeit fehlt also. Die Pflanzenfamilien sind nach der Befallstärke folgende: Rubiaceen 11 mal, Fagaceen 8 mal, Juglandaceen 7 mal, Leguminosen, Moraceen und Sterculiaceen je 5 mal, Euphorbiaceen und Koniferen je 3 mal, Palmen, Lauraceen, Vitaceen, Pomaceen, Anacardiaceen, Rutaceen und Ebenaceen je 2 mal, Platanaceen, Caprifoliaceen, Celastraceen, Ulmaceen, Gramineen, Myristicaceen, Myrtaceen und Salicaceen je 1 mal. Die am stärksten befallenen Rubiaceen betreffen alle die Gattung Coffea. Die nahen Verwandten Juglandaceen und Fagaceen sind öfter von derselben Käferart befallen. 31 von 48 Arten sind nur an einer Standpflanze nachgewiesen.

Trypophloeus Fairm.

alni Lind. (Rußland), Alnus incana DC., Prunus padus L., A. glutinosa Gaertn.; — *asperatus* Gyll. (Mitteleuropa), Populus alba var. nivea Willd., P. pyramidalis Rouzier, P. tremula L., Salix fragilis L., Fagus silvatica L.; — *corsicus* Egg. (Korsika), Alnus viridis Lam. & DC.; — *granulatus* Ratz. (Europa), Populus alba L., P. tremula L.; — *grothii* Haged. (Deutschland), Populus tremula L.; — *nitidus* Sw. (Kanada), Alnus sp.; — *populi* Hopk. (Arizona), Populus tremuloides Mich.; — *rybinskii* Rttr. (Galizien, Mähren), Salix sp.; — *salicis* Hopk. (Kalifornien), Salix sp.; — *spiculatus* Egg. (Südeuropa) Alnus (?); — *sp.* Clematis sp.

Die Gattung *Trypophloeus* mit nur 11 Arten zeigt, gegenüber den bisher besprochenen, ein recht harmonisches Standpflanzenbild. Nur zwei Familien sind in fast gleicher Stärke befallen: Betulaceen und Saliaceen, die auch verwandtschaftlich sich nahe stehen. Die Angabe, daß *alni* sich auf Prunus gefunden hat, kann nur sekundäre Bedeutung haben und stört das Gesamtbild nicht. Die von Clematis gemeldete Art, die noch nicht beschrieben ist, wird wahrscheinlich nicht in die Gattung gehören. Übergänge von einer Pflanzenfamilie auf die andere waren nicht festzustellen.

Ernoporus Thoms.

acanthopanaxi Nijs. (Japan), Acanthopanax ricinifolium S. & Z.; — *caucasicus* Lind. (Kaukasus), Tilia parvifolia Ehrh., T. ulmifolia Scop., Ulmus montana With.; — *corpulentus* Samp. (Indien), Kydia calycina Roxb.; — *fraxini* Berger (Sibirien), Fraxinus mandshurica Rupr.; — *fagi* Fabr. (Europa), Fagus silvatica L., Carpinus betulus L.; — *schreineri* Eichh. (Europa), Tilia parvifolia Ehrh., T. rotundifolia Venterat; — *sp.* Hibiscus tiliaceus L.; — *sp.* Heritiera fomes Buch.

Die Buntheit der befallenen Pflanzen tritt bei *Ernoporus* wieder recht scharf hervor: soviel verschiedene Arten, soviel Pflanzenfamilien sind zu nennen. Die befallenen Pflanzen lassen keine verwandtschaftlichen Beziehungen erkennen.

Cryphaloides Formanek.

Die Gattung umfaßt nur eine Art, deren Herkunft nicht einmal sicher feststeht: Die Standpflanze ist nicht bekannt.

Die bisher behandelten Gattungen sind alle von Hagedorn zu *Cryphalus* gezogen. Am besten ist noch *Trypophloeus* in seinen Standpflanzen konsolidiert, alle anderen Gattungen sind so unklar, daß es ganz unmöglich ist, bestimmte Gruppen zu bilden. Gegen die Fassung Hagedorns läßt sich von den Standpflanzen betrachtet, nichts einwenden. Die *Cryphalinae* scheinen in sich, man braucht nur die verschiedenen biologischen Typen zu vergleichen. eine wenig zur Stabilität neigende Verwandtschaft zu sein.

Ernoporicus Berger.

spessivtzevi Berger (Sibirien), Fraxinus mandshurica Rupr.

Die Gattung umfaßt nur diese eine Art.

Procryphalus Hopk.

aceris Hopk. (Nordamerika), Acer sp.; — *populi* Hopk. (Nordamerika), Populus tremuloides Mich.; — *salicis* Hopk. (Nordamerika), Salix sp.; — *sp.* Pterocarpus marsupium Roxb.

Vier Arten, die drei verschiedene Pflanzenfamilien bewohnen: Salicaceen 2mal, Aceraceen und Leguminosen je 1mal. Also die gleiche Erscheinung wie bei den großen Gattungen.

Stephanorhopalus Hopk.

noludori Hopk. (Philippinen), Nidularium fulgens Lem.

Nur diese eine Art ist bekannt.

Hypocryphalus Hopk.

mangiferae Stebb. (Ostindien, Samoa, Brasil), Mangifera indica L.; — *obscurus* Hopk. (Philippinen), Genipa merianae Pich.; — *rotundus* Hopk. (Philippinen), Dipterocarpus grandiflorus Blco.; — *striatus* Hopk. (Philippinen), Parinarium sp.

Dieselbe Unausgeglichenheit wie bei den übrigen Gattungen. Die beiden indischen Arten leben zwar an ein und derselben Pflanze, die Amerikaner dagegen lassen deutlich erkennen, daß keine Neigung besteht sich an einer oder doch wenigen Pflanzen zu konzentrieren.

Dacryphalus Hopk.

obesus Hopk. (Philippinen), Botanischer Name der Standpflanze ist nicht bekannt; auf den Philippinen als „margadilao“ bekannt. Die Gattung umfaßt nur die eine Art.

Ptilopodius Hopk.

stephegynis Hopk. (Philippinen), Mitragyne diversifolia Benth. & Hook.; — *ramosus* Beeson (Ostindien), Hibiscus tiliaceus L.

Piperius Hopk.

pini Hopk. (Philippinen), Pinus insularis Endl.

Die Gattung umfaßt nur diese eine Art.

Margadillius Hopk.

confusus Hopk. (Philippinen), Botanischer Name nicht bekannt, auf den Philippinen als „tucuen“ bekannt; — *erythrinae* Hopk. (Philippinen), Erythrina indica L.; — *margadilaonis* Hopk. (Philippinen), Botanischer Name nicht bekannt, auf den Philippinen als „margadilao“ bekannt; — *minutus* Hopk. (Philippinen), Standpflanze gleich *confusus*.

Cryptarthrum Bldfd.

walkeri Bldfd. (Dammainseln), Urostigma sp.

Nur diese eine Art ist bekannt.

Hypothenoides Hopk.

parvus Hopk. (Philippinen), Limon silvestre; — *sp.* Vallaris heynei Spreng.

Cryphalomorphus Schauf.

3 Arten von Madagaskar und Seyshellen, Standpflanzen unbekannt.

Lepicerus Eichh.

aspericollis Eich. (*Stierlini* Egg.) (Birma, Indien), Ipomea tulpathum R. Br.

Von den Gattungen *Trimbidias* Kopk., *Chryphalomimus* Egg., *Neocryphalus* Egg., *Cosmoderes* Eichh., *Ptilopodius* Hopk., *Triarmocerus* Eichh. sind keine Standpflanzen bekannt geworden. Es handelt sich ausschließlich um Gattungen mit nur 1—2 Arten.

Adiaeretus Egg.

hystrix Egg. (Deutsch-Ostafrika), Laurus nobilis L.

Von den 24 Gattungen der *Cryphalinae* sind von 17 die Standpflanzen bekannt. Wie bei den anderen Tribus sind die Gattungen, deren Standpflanzen nicht bekannt sind, alle sehr artenarm. Außer den noch zu behandelnden *Xyleborinae* wird die Vielseitigkeit der befallenen Standpflanzenfamilien nirgends so groß sein als bei den *Cryphalinae*. Die ausgefallensten Pflanzenfamilien treten hier unter den Standpflanzen auf, und da sehr häufig nur eine Pflanzenart bekannt ist, so müssen wir diese auch, wenn auch nur vorläufig, als primär befallen ansehen. Wo Polyphagie festgestellt ist, ist sie meist sehr auffällig und läßt keinerlei Anpassung an bestimmte Pflanzenverwandtschaften erkennen. Die speziellen Bemerkungen sind bei den einzelnen Gattungen bereits gemacht.

Das Verhältnis der befallenen Standpflanzenfamilien nach ihrer Befallstärke ist folgendes: Koniferen 33, Gramineen 4, Palmae 2, Liliaceen 2, Musaceen 1, Salicaceen 11, Juglandaceen 14, Betulaceen 10, Fagaceen 12, Ulmaceen 2, Moraceen 13, Ranunculaceen 1, Magnoliaceen 1, Anonaceen 1, Myristicaceen 2, Lauraceen 3, Platanaceen 1, Rosaceen 13, Leguminosen 15, Rutaceen 3, Burseraceen 1, Euphorbiaceen 5, Anacardiaceen 6, Celastraceen 1, Aceraceen 2, Sapindaceen 2, Vitaceen 3, Tiliaceen 4, Malvaceen 9, Bombacaceen 1, Sterculiaceen 8, Dipterocarpaceen 2, Nyssaceen 1, Myrtaceen 1, Cornaceen 1, Ebenaceen 2, Oleaceen 3, Convolvulaceen 2, Verbenaceen 1, Rubiaceen 12, Caprifoliaceen 2, Hamamelidaceen 3. Aus anderen, nicht bestimmbaren Pflanzen 5.

6. Ipinae.

Ips De Geer.

acuminatus Gyll. (Europa), Pinus silvestris L., P. austriaca Höss., P. uncinata Willk., P. leucodermis Ant., P. densiflora S. & Z., P. koraiensis S. & Z., Picea excelsa Lam., P. jezoensis Carr., Larix dahurica Turcz.; —

amitinus Eichh, (Europa), Pinus silvestris L., P. cembra L., P. montana Mill., P. austriaca Höss., P. leucodermis Ant., P. peuce Grieseb., Picea excelsa Lam., Abies pectinata Lam., Larix europaea Lam. & DC.; — *angulatus* Eichh. (Japan), Pinus thunbergi S. & Z., P. massoniana Lamb.; — *avulsus* Eichh. (Südliche Staaten von Nordamerika), Pinus taeda L., P. echinata Mill.; — *borealis* Sw. (Kanada), Picea rubra Sarg., P. canadensis Mill., P. engelmanni Engelm., Abies balsamea Mill. (?), A. lasiocarpa (Hook.) Nutt., Tsuga canadensis Engelm. (?); — *caelatus* Eichh. (Kanada), Pinus sp., Picea sp., Abies sp.; — *calligraphus* Germ. (Nordamerika), Pinus strobus L., P. taeda L., P. echinata Mill., P. palustris Mill., P. caribaea Mor.; — *cembrae* Heer. (Europa, Kaukasus, Sibirien, Japan), Pinus cembra L., P. silvestris L., P. montana Mill., P. densiflora S. & Z., P. pumilis Willk., Picea excelsa Lam., Larix europaea Lam. & DC., Larix leptolepis Mur., L. dahurica Turcz., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *chagnoni* Sw. (Kanada), Pinus strobus L., P. resinosa Soland., Picea canadensis Mill., P. rubens Sarg., P. mariana Mill.; — *chamberlini* Sw. (Oregon), Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *concinnus* Mannh. (Alaska bis Guatemala), Picea sitchensis Bong., Pinus sp.; — *confusus* Lec. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws., P. edulis Engelm., P. lambertiana Dougl., P. monticola Dougl., P. monophylla Torr. & Frem.; — *curvidens* Germ. (Europa), Pinus silvestris L., P. strobus L., Picea excelsa Lam., Abies pectinata Lam., A. fraseri Lindl., A. cephalonica Loudon, A. balsamea Mill., A. nordmaniana Spach., A. sibirica Ledeb., Larix europaea Lam. & DC., Cedrus libani Loudon; — *dubius* Sw. (Kanada), Picea engelmanni Engelm., P. canadensis Mill. (?); — *duplicatus* Sahlb. (Schlesien, Rußland), Pinns silvestris L., P. cembra L., Picea excelsa Lam.; — *emarginatus* Lec. (Oregon), Pinus ponderosa Laws., P. jeffreyi Balfour; — *engelmanni* Sw. (Kanada), Picea engelmanni Engelm., P. canadensis Mill. (?); — *erosus* Woll. (Mittelmeergebiet), Pinus halepensis Mill., P. pinaster Sol., P. leucodermis Ant., P. silvestris L., P. laricio Poir., Abies pinsapo Boiss.; — *grandicollis* Eichh. (Nordamerika), Pinus taeda L., P. echinata Mill., P. palustris Mill., P. caribaea Mor., Picea sp.; — *hauseri* Rttr. (Innerasien), Picea schrenkiana Fisch. & Meg.; — *hudsonicus* Lec. (Nordamerika), Picea sp.; — *integer* Eichh. (Nordamerika, Mexiko), Pinus ponderosa Laws., P. monticola Dougl.; — *interpunctus* Eichh., Pinus contorta Loudon, P. ponderosa Laws., Picea engelmanni Engelm., P. canadensis Mill., P. sitchensis Bong.; — *interruptus* Mannh. (Sitka), Pinus monticola Dougl., Picea sitchensis Bong., P. canadensis Mill.; — *japonicus* Nijs. (Japan), Picea ajanensis Fisch., P. glehnii Mast., P. jezoensis Carr.; — *laricis* F. (Europa), Pinus silvestris L., P. strobus L., P. halepensis Mill., P. koraiensis S. & Z., Picea ajanensis Fisch., P. excelsa Lam., P. jezoensis Carr., Abies pectinata Lam., Larix europaea Lam. & DC.; — *latidens* Lec. (Kalifornien), Pinus monticola Dougl., P. lambertiana Dougl., P. ponderosa Laws., P. contorta Loudon, P. sabiniana Dougl.; — *longicollis* Gyll. (Europa), Pinus silvestris L., P. maritima Lam., P. laricio Poir., P. austriaca

Höss., P. taurica Hort.; — *longidens* Sw. (U.S.A.), Pinus strobus L., Abies balsamea Mill., Tsuga canadensis Englm. (?); — *longifolia* Stebb. (Ostindien), Abies webbiana Lindl., Pinus excelsa Wallich, P. longifolia Roxb., Cedrus deodara Loud.; — *mannsfeldi* Wachtl. (Österreich, Mittelmeergebiet), Pinus austriaca Höss., P. silvestris L.; — *oregonis* Eichh. (Oregon), Pinus ponderosa Laws., P. jeffreyi Baltour, P. contorta Loud.; — *perroti* Sw. (Kanada), Pinus resinosa Sol.; — *perturbatus* Eichh. (Nordamerika), Picea rubra Link., P. canadensis Mill., P. mariana Mill.; — *pini* Say (Nordamerika), Pinus strobus L., Picea canadensis Mill., Larix sp.; — *plastographus* Lec. (Kalifornien, Mexiko), Pinus radiata Don., P. murrayana Balfour., P. contorta Loud.; — *ponderosae* Sw. (Arizona), Pinus ponderosa Laws.; — *proximus* Eichh. (Europa), Pinus silvestris L., P. densiflora S. & Z., Picea excelsa Lam., P. ajanensis Fisch.; — *radiatae* Hopk. (Nordamerika), Pinus radiata Don., P. murrayana Balfour, P. jeffreyi Balfour, P. contorta Loud.; — *sexdentatus* Boern. (Europa, Asien), Pinus silvestris L., P. austriaca Höss., P. pinaster Sol., P. leucodermis Ant., Picea excelsa Lam., P. orientalis Lk. & Carr.; — *subelongatus* Motsch. (Ostsibirien), Pinus silvestris L., Larix sibirica Ledeb.; — *suturalis* Gyll. (Europa), Pinus silvestris L., P. cembra L., P. austriaca Höss., P. maritima Lam., Picea excelsa Lam., Larix europaea Lam., Abies pectinata Lam.; — *tridens* Mannh. (Alaska), Picea engelmanni Engelm., P. sitchensis Bong., P. canadensis Mill. (?); — *typographus* L. (Europa), Picea excelsa Lam., P. omorica Willk., P. jezoensis Carr., Pinus silvestris L., P. koraiensis S. & Z., Larix europaea Lam., L. dahurica Turcz.; — *vancouveri* Sw. (Kanada), Pinus monticola Dougl., P. contorta Loud., P. balfouriana Murr., Picea sitchensis Bong.; — *yohoensis* Sw. (Kanada), Picea engelmanni Engelm., P. canadensis Mill. (?); — *sp.* Pinus khasya Royle.

Die Ips-Arten sind Nadelholzbewohner. Innerhalb der Koniferen kommen nur die Abietinae als Standpflanzen in Frage, 15 Arten müssen als reine Kieferninsekten angesehen werden, 8 leben ausschließlich an Fichte, 8 weitere, die gleichfalls Kieferninsekten sind, gehen auch auf andere Gattungen, vor allen Dingen auf Picea über, während 6 umgekehrt von Picea auf Pinus übergegangen sind, 7 Arten sind in ihrer Primärpflanze unsicher, je eine Art lebt auf Abies, Larix und Pseudotsuga.

Pityogenes Bed.

austriacus Wachtl. (Europa), Pinus austriaca Höss., P. silvestris L., P. pumilio Willk.; — *balsameus* Lec. (Nordamerika), Pinus sp., Picea sp., Abies sp.; — *bidentatus* Herbst (Europa), Pinus silvestris L., P. austriaca Höss., P. montana Mill., P. maritima Lam., P. strobus L., Picea excelsa Lam., Larix europaea Lam. & DC., Abies pectinata Lam., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *bistridentatus* Eichh. (Europa), Pinus leucodermis Ant., P. austriaca Höss., P. silvestris L., Picea excelsa Lam., Larix europaea Lam. & DC.; — *carinulatus* Lec. (Nordamerika), Pinus ponderosa

Laws., P. jeffreyi Balfour, P. contorta Loud., Picea engelmanni Engelm.; — *chalcographus* L. (Europa), Pinus leucodermis Ant., P. silvestris L., P. montana Mill., P. nigricans Host, P. cembra L., P. strobus L., P. pumilio Willk., P. banksana Lamb., P. koraiensis S. & Z, Picea excelsa Lam., P. omorica Willk., P. ajanensis Fisch., P. glehnii Mast., P. jezoensis Carr., Abies pectinata Lam., A. sibirica Ledeb., Larix europaea Lam. & DC., L. dahurica Turcz.; — *fossifrons* Lec. (Vancouver), Pinus ponderosa Laws., P. contorta Loud., P. monticola Dougl.; — *herbellae* Strohm. (Spanien), Pinus silvestris L.; — *hopkinsi* Sw. (Kanada), Pinus strobus L., P. resinosa Sol., P. banksiana Lamb., Picea canadensis Mill.; — *knechteli* Sw. (Kanada), Pinus murrayana Balfour, P. contorta Loud.; — *irkutensis* Egg. (Rußland, Sibirien), Pinus sp.; — *lipperti* Henschel (Dalmatien, Syrien), Pinus halepensis Mill.; — *monacensis* Fuchs (Deutschland), Pinus silvestris L., P. strobus L., P. montana Mill.; — *obtusus* Egg. (Dänemark), Pinus silvestris L.; — *perfossus* Beeson (Ostindien), Picea morinda Link.; — *plagiatus* Lec. (Nordamerika), Pinus virginiana Mill., P. treda L.; — *porifrons* Egg. (Cypern), Pinus halepensis Mill.; — *quadridens* Hart. (Europa), Pinus leucodermis Ant., P. silvestris L., P. cembra L., P. maritima Lam., P. montana Mill., P. strobus L., P. austriaca Höss., Picea excelsa Lam., P. obovata Ledeb.; — *saalasi* Egg. (Rußland, Finnland), Picea excelsa Lam.; — *scitus* Bldfd. (Ostindien), Pinus excelsa Wallich, P. gerardina Wallich, Picea morinda Link, Cedrus deodara Loud,; — *seirindensis* Mur. (Korea), Picea jezvensis Carr., Abies nephrolepis Maxim.; — *spessivtsevi* Lebedev (Innerasien), Picea (schrenkiana) Fisch. & Meg. (?); — *meridianus* Blackm. (Nordamerika), Pinus echinata Mill., P. taeda L.

In bezug auf die Standpflanzen gilt im allgemeinen das schon bei *Ips* Gesagte. Noch mehr als dort tritt hier der Charakter als Kieferninsekten hervor. 9 Arten sind nur an Kiefer nachgewiesen, 7 von denen die Kiefer als Hauptstandpflanze angesehen werden muß und 3, bei denen auch Kiefer angegeben ist, ohne daß es möglich wäre, sich klar für die Hauptpflanze zu entscheiden. Nur 3 sind allein für Fichte festgestellt worden.

Orthotomicus Ferr.

caelatus Eichh. (Kanada, Nordamerika), Pinus echinata Mill., P. taeda L., P. palustris Mill., Picea sp., Larix americana Michx.; — *golovjankoi* Pjatn (Sibirien), Pinus koraiensis S. & Z.; — *lasiocarpi* Sw. (Kanada), Abies lasiocarpa (Hook) Nutt.; — *ornatus* Sw. (Kanada, Nordamerika), Pinus ponderosa Laws., P. jeffreyi Balfour, P. contorta Loud.; — *starki* Spess. (Rußland), Picea excelsa Lam.; — *vicinus* Lec, Picea engelmanni Engelm., Larix occidentalis Nutt.; — *sp.*, Pinus khasya Royle.

Pityokteines Fuchs.

elegans Sw. (Nordamerika), Abies magnifica Murr.; — *jasperi* Sw. (Kanada), Abies lasiocarpa (Hook.) Nutt., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.;

— *minutus* Sw. (Nordamerika), Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *sparsus* Lec. (Kanada, Nordamerika), Abies balsamea Mill., Larix americana Michx., Pinus sp.

Die hier einzeln behandelten vier Gattungen hat Hagedorn unter *Ips* zusammengefaßt. Vom Standpunkt der Standpflanzen betrachtet, ist dagegen nichts einzuwenden.

Stellt man die Pflanzengattungen gegenüber, so muß gesagt werden, daß die Ipsverwandtschaft überwiegend Kiefernbewohner sind. 25 Arten sind nur an Kiefer gefunden worden, weitere 15 sind sicher an Kiefer primär und selbst von den Polyphagen, deren Standpflanzen nicht klar erkennbar sind, müssen noch einige hierher gerechnet werden. Dagegen treten die Fichtenbewohner stark zurück, nur 11 sind monophag daran, zu denen noch 6 kommen, die primär auf Fichte angenommen werden müssen. Dagegen treten alle anderen Gattungen ganz in den Hintergrund: Abies 3, Larix 1 und Pseudotsuga 2. Von 13 Arten sind die Primärpflanzen nicht sicher festzustellen, hierunter finden sich die polyphagsten Vertreter der großen Gattung *Ips*. Das Gesamtbild ist aber ein recht harmonisches.

Acanthotomicus Bldfd.

Standpflanzen sind nicht bekannt.

Xylocleptes Ferr.

anonae Hopk. (Florida), Anona sp.; — *bispinus* Duft. (Europa), Clematis vitalba L., C. orientalis; — *cucurbitae* Lec. (Utah, Mexiko), Cucurbita foetidissima Kunth.; — *decipiens* Lec. (Nordamerika), Hicoria sp., Pirus sp., Acer rubrum L.; — *knausi* Hopk. (Nordamerika), „in wild gourd vine"; — *punctatus* Hopk. (Neumexiko), Cucurbita perennis Gray.; — *venturia* Hopk. (Kalifornien), „in wild cucumber vine"; — *sp.*, Chibar (?).

Die kleine Gattung ist durch die ausgefallenen Standpflanzen merkwürdig: die Hälfte der Arten lebt an Cucurbitaceen. Wie es scheint, sind verholzende Ranken die Brutplätze. Es mag ein Zufall sein, daß auch *bispinus* sich an einer rankenden Pflanze monophag findet, immerhin ist die Tatsache beachtenswert. Die Monographie fällt auf, nur *decipiens* ist auf mehrere Standpflanzen festgestellt, die übrigens keine näheren verwandtschaftlichen Beziehungen zueinander haben. Es ist bedauerlich, daß nicht von allen Arten die Standpflanzen bekannt sind, selbst von zwei Palaearkten kennt man sie nicht. Wahrscheinlich handelt es sich um Pflanzenfamilien, die für das Wirtschaftsleben belanglos und keine Bäume sind.

Taphrorychus Eichh.

bicolor Herbst (Europa), Fagus silvatica L., Quercus pedunculata Ehrh., Populus tremula L., Juglans regia L., Carpinus betulus L.; — *bulmerinqui* Kolen. (Kaukasus), Fagus silvatica L., Quercus castaneifolia Mey., Carpinus betulus L.; — *ceratoniae* Peyerimh. (Mittelmeergebiet), Ceratonia

siliqua L.; — *hirtellus* Eichh. (Anatolien), Fagus silvatica L.; — *lenkoranus* Rttr. (Lenkoran), Fagus silvatica L., F. macrophylla Koidz; — *villifrons* Dufour (Mittelmeergebiet), Fagus silvatica L., Quercus pedunculata Ehrh., Q. suber L., Q. afares Pom., Carpinus betulus L., Castanea vesca Gaertn., Hedera helix L.; — *sp.*, Quercus semecarpifolia Smith.

Ein schönes, ausgeglichenes Pflanzenbild. Die meisten Arten leben an Fagaceen, der Übergang an Juglans ist ohne Belang, da die Verwandtschaft der Familien recht groß ist, etwas störender sind schon Carpinus und Populus, die aber nur als Sekundärpflanzen Bedeutung haben. Nur die an Ceratonia lebende Art fällt aus dem Rahmen heraus. Vielleicht lebt auch sie noch an Fagaceen und wir kennen ihre Primärpflanze noch nicht.

Von den Gattungen

Xestips Haged.
Premnobius Eichh.
Taphronurgus Rttr.

sind keine Standpflanzen bekannt.

Thamnurgus Eichh.

brylinskii Reitt. (Transkaukasus), Tamarix octandra Bunge, Peganum harmala L.; — *characiae* Rosenhauer (Südeuropa), Euphorbia characias L.; — *caucasicus* Reitt. (Kaukasus), Euphorbia gerardiana Jacq.; — *delphinii* Rosenhauer (Algier, Andalusien), Delphinium consolida L.; — *euphorbiae* Küster (Südeuropa), Euphorbia dendroides L., E. gerardiana Jacq., E. wulfenii Hoppe; — *kaltenbachi* Bach (Mitteleuropa), Teucrium scorodonia L., Origanum vulgare L., Lamium album L., Betonica officinalis L., Stachys silvatica L.; — *lobeliae* Egg. (Uganda), Lobelia deckeni Hemsley; — *pegani* Egg. (Turkmenien), Peganum harmala L.; — *petzi* Rttr. (Österreich), Aconitum stoerkianum Reichenb.; — *sardus* Egg. (Sardinien), Euphorbia wulfenii Happe; — *varipes* Eichh. (Frankreich, Österreich), Euphorbia amygdaloides L., E. gerardiana Jacq.

Thamnurgus ist insofern eine sehr interessante Gattung, als die Standpflanzen Familien angehören, die kaum wieder in Frage kommen. Die Hälfte aller bekannten Arten lebt an der Gattung Euphorbia. Es sind dieselben Euphorbia-Arten, die für die Gattung *Aphanarthrum* eine große Rolle spielten und die nicht nur auf den Canaren, sondern auch in Südeuropa vorkommen. 2 Arten leben monophag an Ranunculaceen und eine in auffallender Polyphagie an Labiaten. Die an Ranunculaceen und Labiaten vorkommenden Arten sind insofern interessant, als sie noch in den Stengeln leben und in ihrer Lebensweise wohl als die primitivsten Ipiden anzusprechen sind.

Pseudothamnurgus Egg.

scrutator Pandellé (Frankreich), Quercus sp., Carpinus betulus L., Pirus malus L.

Dryocoetes Eichh.

abietis Hopk. (?), Abies sp.; — *aceris* Lindem. (Europa), Acer platanoides L., Prunus padus L.; — *affaber* Mannh. (Nordamerika), Picea engelmanni Engelm., P. sitchensis Bong., Pinus sp., Abies sp.; — *alni* Georg. (Deutschland), Alnus incana DC., A. viridis Lam. & DC., A. glutinosa Gaertn., Corylus avellana L., Fagus sylvatica L.; — *americanus* Hopk. (Nordamerika), Picea rubens Sarg., P. canadensis Mill., P. engelmanni Engelm., Pinus strobus L., Larix americana Michx.; — *autographus* Ratz. (Europa, Kaukasus, Nordamerika), Picea excelsa Lam., P. canadensis Mill, P. engelmanni Engelm., P. glehnii Mast., P. sitchensis Bong., Pinus strobus L., P. cembra L., P. koraiensis S. & Z., Larix europaea Lam. & DC., Abies pectinata Lam.; — *baicalicus* Rttr. (Sibirien), Larix sibirica Ledeb.; — *betulae* Hopk. (Nordamerika), Betula occidentalis Hook., B. lutea Michx.; — *budkowi* Schew. (Sibirien), Larix sibirica Ledeb.; — *caryi* Hopk. (Nordamerika), Picea sp.; — *coffeae* Egg. (Java), Coffea hybrida; — *confusus* Sw. (Kanada), Abies lasiocarpa (Hook.) Nutt.; — *coryli* Perr. (Europa), Corylus avellana L., Carpinus betulus L., Acer campestre L., Quercus sp., Pirus malus L., Syringa vulgaris L., Rhamnus cathartica L., R. frangula L.; — *grangeri* Peyerimh. (Nordwestafrika), Bupleurum fructicosum L.; — *granicollis* Lec. (Nordamerika), Juglans cinerea L., Castanea sp., Picea sp.; — *hectographus* Rttr. (Nordeuropa bis Karpathen), Picea sp.; — *indicus* Stebb. (Ostindien), Abies webbiana Lindl., Picea morinda Link., Pinus excelsa Wallich, P. longifolia Roxb.; — *liquidambaris* Hopk. (Nordamerika), Liquidambar styraciflua L.; — *piceae* Hopk. (Nordamerika), Picea sp.; — *pini* Nijs. (Japan), Pinus pumila Pall.; — *pseudotsugae* Sw. (Kanada), Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *minor* Egg. (Mittelmeergebiet), Quercus sp.; — *septentrionis* Mannh. (Europa, Japan, Nordamerika), Picea engelmanni Engelm., P. sitchensis Bong.; — *similis* Egg. (Korsika), Alnus?; — *striatus* Egg. (Ussuri), Abies nephrolepis Max.; — *ussuriensis* Egg. (Ussurien), Alnus fruticosa Rupr.; — *villosus* Fabr. (Europa, Madera), Quercus pedunculata Ehrh., Castanea vesca L., Fagus silvatica L.; — *sp. 1* Bombax malabaricum DC.; — *sp. 2* Quercus semecarpifolia Smith; — *sp. 3* Abies webbiana Lindl.

Von 28 Arten der Gattung *Dryocoetes* sind die Standpflanzen bekannt. Davon leben 16 ausschließlich auf Koniferen und von einer wird Fichte sekundär angegeben. Von den Koniferenbewohnern ist nur eine Art als reines Kieferninsekt bekannt. Überhaupt tritt die Kiefer sehr stark zurück und erreicht nicht mehr als eine sekundäre Bedeutung. Sehr viel stärker ist schon die Bedeutung der Fichte, da 4 Arten bisher lediglich darauf vorkommen und 3 andere Fichte als Primärpflanze bewohnen und nur sekundär auf andere Koniferen übergehen. 3 Arten sind an Abies monophag, 2 an Larix und eine an Pseudotsuga. Polyphagie ist seltener zu beobachten, denn bei *autographus* ist der primäre Standpflanzenkreis deutlich erkennbar, nur von *indicus* läßt sich nicht sicher sagen, welche Pflanzen primäre und welche sekundäre Bedeutung haben.

Von den nicht an Koniferen lebenden Arten spielen die Betulaceen und Fagaceen noch eine größere Rolle. Der Übergang auf andere Pflanzenfamilien ist nur bei *coryli* stärker, geht hier aber auch ganz durcheinander, so daß von einer Primärpflanze schlecht zu sprechen ist. Von 4 monophagen Arten gehen die Standpflanzen weit auseinander und sind mit den bisher besprochenen nicht zu vergleichen, da sie keinerlei verwandtschaftliche Beziehungen haben. Es lassen sich also 3 große Gruppen erkennen: 1. eine Koniferengruppe, 2. eine sich um Fagaceen und Betulaceen scharende Verwandtschaft und 3. Arten, die ganz verschiedenen Familien angehören.

Die Befallstärke der einzelnen Familien ist folgende: Koniferen 16, Fagaceen 5, Betulaceen 4, Aceraceen und Pomaceen je 2, Juglandaceen, Oleaceen, Rhamnaceen, Rubiaceen, Hamamelidaceen, Bombacaceen und Umbelliferen je 1.

Pelicerus Egg.

sp. Pentacme suavis DC.

Cyrtogenius Strohm.

Standpflanzen sind nicht bekannt.

Coptoborus Hopk.

terminaliae Hopk. (Philippinen), Terminalia edulis Blaco.

Coptodryas Hopk.

confusa Hopk. (Philippinen), Dipterocarpus grandiflorus Blco.
Nur diese eine Art ist bekannt.

Dryocoetoides Hopk.

Standpflanzen sind nicht bekannt.

Coccotrypes Eichh.

anonae Hopk. (Kuba), Anona squamosa L.; — *bassiaevorus* Hopk. (Nordamerika), Bassia latifolia Engl. (Illipe Koenig); — *canariensis* Egg. (Kanarische Inseln), Palmeae (Gattung unbekannt); — *cardamomi* Schauf. (Ceylon), Elettaria major Sm., E. cardamomum White & Maton, Hardwickia pinnata Roxbg.; — *carpophagus* Hornung (Ostindien), Diospyros ebenum Koen., Shorea robusta Gaertn, Areca catechu L.; — *circumdatus* da Fons. (Südamerika), Cocus australis Mart.; — *congonus* Egg. (Kongo), Elaeis guineensis L., Archontophoenix cunninghamiana W. & Dr., Sclerosperma manni W.; — *dactyliperda* F. (Europa, Afrika, Amerika), Phoenix dactylifera L., Areca catechu L., Hyphaena sp., H. crinata Gaertn., Elais guineensis L., Cocos plumosa Hook., Seaforthia sp., Hypophorbe sp., Livistona sp., Oreodoxa regia H. B. K., Washingtonia filifera Wendl., Phoenix reclinata Jacq., P. canariensis Hort., P. rupicola T. Anders., Chamaerops humilis L.; —

dipterocarpi Beeson (Westindien), Dipterocarpus pilosus Roxb.; *eggersi* Haged. (Ecuador), Phytelephas macrocarpa R. & P.; — *ghesquierei* Egg. (Kongo), Anonidium mannii Engl.; — *graniceps* Eichh. (Japan), Theobroma cacao L.; — *magnus* Beeson (Indien), Metroxylon sp.; — *moreirai* Egg. (Südamerika), Phytelephas?; — *perditor* Bldfd. (Japan), Elaeis guineensis L.; — *myristicae* Roepke (Sundainseln), Myristica fragrans Houtt.; — *pygmaeus* Eichh. (Tropen der ganzen Welt), Hyphaena guineensis L., Phoenix dactilifera L., Livistona chinensis Mart., Thrinax argentea Lodd., Pritchardia thurstoni F. v. M. & Drude, Sabal sp., Elaeais guineensis L., Polyporus sp.; — *rolliniae* Hopk. (Brasil), Rollinia octopetala DC.; — *subovalis* Egg. (Kongostaat), Artrobotrys sp.; — *theae* Egg. (Ceylon), Thea sp.; — *thrinacis* Hopk. (Kuba), Thrinax parviflora Sow.; — *sp.* Cinnamomum zeylanicum Breyn.

Dactylotrypes Egg.

draconis Enderl. (Canarische Inseln), Dracaena draco L.; — *uyttenboogaarti* Egg. (Canarische Inseln), Phoenix canariensis Hort., P. dactylifera L.

Die Gattungen *Coccotrypes* und *Dactylotrypes* können zusammen behandelt werden, da sie biologisch gleich sind. Alle Arten sind Samenbewohner. Ganz besonders stark sind Palmen befallen, aber die Standpflanzenliste zeigt, daß die verschiedensten Familien, die in keiner verwandtschaftlichen Beziehung zu den am stärksten befallenen Palmen stehen, bebrütet werden. Die beiden Gattungen sind auch insofern interessant, als wir nur von 2 Arten die Standpflanzen nicht kennen.

Das Verhältnis der befallenen Standpflanzenfamilien nach der Befallstärke ist folgendes: Palmae 10, Anonaceen 3, Dipterocarpaceen 2, Ebenaceen, Liliaceen, Theaceen, Sapotaceen, Leguminosen, Lauraceen, Sterculiaceen, Myristicaceen und Zingiberaceen je 1. Der Vergleich der Pflanzengattungen gibt kein klares Bild von ihrer Bedeutung als Standpflanzen. Die Palmen sind zwar nur von 10 Arten bewohnt, aber es finden sich 2 mit recht polyphagem Charakter darunter. Die Polyphagie geht zwar nicht über die Palmen hinaus, umfaßt bei *Pygmaeus* aber 7, bei *Dactyliperda* sogar 11 Gattungen, teilweise noch mit mehreren Arten. Die Pflanzenverwandtschaften haben hier keine große Bedeutung, es scheint vielmehr darauf anzukommen, woraus das Nährgewebe der Samen besteht. Bei den samenbewohnenden Ipiden dürften andere biologische Eigenschaften als bei dem Gros der Ipiden dominant sein. Insofern ist diese kleine Gruppe besonders interessant.

Ozopemon Haged.

cylindricus Egg. (Sunda-Inseln), Artocarpus lakoocha Roxb.; — *dipterocarpi* Hopk. (Philippinen), Dipterocarpus grandiflorus Blco.; — *hewetti* Stepp. (Ostindien), Quercus dilatata Lindl., Q. incana Roxb.; — *parinarii* Hopk. (Philippinen), Parinarium sp.; — *sp.* Acer ceasium Wall.

Von den meisten Arten der Gattung sind die Standpflanzen nicht bekannt. Ein Vergleich ist daher auch nicht möglich, scheinbar leben alle Arten an Laubhölzern.

Carposinus Hopk.

pini Hopk. (Philippinen), Pinus insularis Endl.
Nur diese eine Art ist bekannt.

Spermatoplex Hopk.

rhizophorae Hopk. (Florida), Rhizophora mangle L.
Nur von dieser einen Art ist die Standpflanze bekannt.

Cactopinus Schwarz.

hubbardi Schwarz. (Arizona), Cereus giganteus Eng.
Die Gattung umfaßt nur diese eine Art. Die Anpassung an eine so ausgefallene Pflanze wie einen Cereus zeigt den Einfluß, den der Standort auf das Tier ausübt. Der Käfer kommt in Arizona, also in einem Gebiet vor, das eine Wüstenvegetation besitzt und wo eine große Auswahl an Nahrungspflanzen nicht vorhanden ist. Der Käfer begnügt sich mit dem verholzten Substrat eines Kaktus.

Eidophelus Eichh.

imitans Eichh. (Japan), Quercus acutissima Carr.

Pityophthorus Eichh.

abietis Blackm. (Nordamerika), Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt., Abies lasiocarpa (Hook.) Nutt., A. concolor Lindl. & Gord.; — *absonus* Blackm. (Nordamerika), Pinus contorta Loudon; — *acutus* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; — *agnatus* Blackm. (Nordamerika), Pinus strobiformis Engelm., P. edulis Engelm.; — *anceps* Blackm. (Nordamerika), Picea engelmanni Engelm.; — *angustus* Blackm. (Nordamerika), Picea rubra Link., Abies balsamea Mill.; — *annectens* Lec. (Florida), Pinus echinata Mill, P. taeda L., P. virginiana Mill., P. palustris Mill., P. caribaea Mor., P. rigida Mill.; — *aquilus* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; — *artifex* Blackm. (Nordamerika), Pinus jeffreyi Balf.; — *balsameus* Blackm. (Nordamerika), Pinus resinosa Solan., Picea rubra Link., Abies balsamea Mill.; — *barberi* Blackm. (Nordamerika), Pinus edulis Engelm.; — *bassetti* Blackm. (Nordamerika), Picea engelmanni Engelm.; — *bellus* Blackm. (Nordamerika), Pinus edulis Engelm., P. taeda L., P. rigida Mill., P. virginiana Mill., echinata Mill., P. palustris Mill.; — *biovalis* Blackm. (Nordamerika), Picea rubra Link.; — *blandus* Blackm. (Nordamerika), Pinus monophylla Torr. & Frem., P. ponderosa Laws.; — *borealis* Sw. (Kanada), Picea canadensis Mill., P. glauca (Moen.) Vois; — *brevis* Blackm. (Nordamerika), Pinus strobiformis Engelm., P. ponderosa Laws.; — *briscoei* Blackm. (Nordamerika),

Picea rubra Link.; — *burkei* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws., P. contorta Loudon; — *buyssoni* Rttr. (Frankreich), Pinus austriaca Höss., Larix europaea Lam. & DC.: — *caelator* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; — *cariniceps* Lec. (Nordamerika), Pinus strobus L., P. resinosa Solan., P. banksiana Lamb., — Picea sp., Abies balsamea Mill.; — *carmeli* Sw. (Kanada), Pinus radiata D. Don., P. torreyana Carr.; — *carniolicus* Wichm. (Kärnten), Pinus austriaca Höss.; — *cascoensis* Blackm. (Nordamerika), Picea rubra Link.; — *citus* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; — *clarus* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; — *cognatus* Blackm. (Nordamerika), Pinus virginiana Mill., P. resinosa Solan., P. strobus L.; — *comosus* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; — *comptus* Blackm. (Nordamerika), Pinus strobiformis Engelm., P. arizonica Engelm., P. ponderosa Laws.; — *concavus* Blackm. (Nordamerika), Pinus resinosa Solan., Picea rubra Link.; — *concentralis* Eichh. (Florida, Kuba), Rhus metopium L., Metopium toxiferum K. & U.; — *confertus* Sw. (Kanada), Pinus murrayana Balf., P. ponderosa Laws., P. lambertiana Dougl., P. jeffreyi Balf., P. contorta Loud., P. monticola Dougl., P. edulis Engelm., P. coulteri D. Don., P. radiata D. Don., Pinus muricata D. Don., Abies grandis Lindl., A. concolor Lindl. & Gord.; — *confinis* Lec. (Zentralamerika), Pinus ponderosa Laws., P. lambertiana Dougl., P. jeffreyi Balf., P. monticola Dougl., P. strobiformis Engelm., P. coulteri D. Don., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt. (?); — *congonus* Egg. (Kongo), Afzelia africana Sm.; — *consimilis* Lec. (Nordamerika), Rhus sp., Nyssa sylvatica Marshall, Pinus strobus L., P. resinosa Solan., P. taeda L., P. rigida Mill., P. virginiana Mill., P. echinata Mill., P. banksiana Lamb., P. caribaea Mor., P. palustris Mill., Picea rubra Link., Abies balsamea Mill.; — *crassus* Blackm. (Nordamerika), Pinus strobiformis Engelm., P. ponderosa Laws., P. contorta Loud.; — *crinalis* Blackm. (Nordamerika), Metopium toxiferum K. & U., Rhus hirta Sudw., R. vernix L., R. toxicodendron L.; — *cutleri* Sw. (Kanada), Pinus ponderosa Laws.; — *deletus* Lec. (Kolorado), Pinus edulis Engelm., P. ponderosa Laws.; — *demissus* Blackm. (Nordamerika), Abies lasiocarpa (Hook.) Nutt.; — *dentifrons* Blackm. (Nordamerika), Picea rubra Link.; — *deodarae* Stebb. (Ostindien), Cedrus deodara Loud., Pinus excelsa Wallich.; — *depygis* Blackm. (Nordamerika), Pinus flexilis James; — *digestus* Lec. (Kalifornien), Rhus integrifolia (Nutt.) Engl., Pinus edulis Engelm.; — *durus* Blackm. (Nordamerika), Juniperus pachyphloea Torr.; — *electus* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; — *elongatus* Sw. (Kanada), Pinus contorta Loud.; — *exculptus* Ratzb. (Deutschland), Pinus silvestris L., Picea excelsa Lam.; — *exiguus* Blackm. (Nordamerika), Picea engelmanni Engelm., P. pungens Engelm.; — *fortis* Blackm. (Nordamerika), Rhus copallina L., R. triloba Nutt.; — *fuscus* Blackm. (Nordamerika), Pinus contorta Loud.; — *glabratus* Eichh. (Europa), Pinus austriaca Höss., P. silvestris L., Larix europaea Lam. & DC.; — *gracilis* Sw. (Kanada), Pinus contorta Loud.; — *grandis* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; —

granulatus Sw. (Kanada), Pinus Strobus L.; — *henscheli* Seitner (Österreich, Italien), Pinus cembra L., P. montana Mill., P. austriaca Höss.; — *hopkinsi* Blackm. (Nordamerika), Pinus jeffreyi Balf.; — *idoneus* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; — *immanis* Blackm. (Nordamerika), Pinus strobiformis Engelm., P. ponderosa Laws.; — *infulatus* Blackm. (Nordamerika), Pinus strobiformis Engelm.; — *ingens* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; — *inquietus* Blackm. (Nordamerika), Pinus edulis Engelm.; — *intextus* Sw. (Kanada), Picea canadensis Mill., P. engelmanni Engelm., P. glauca (Moen.) Vois, Larix occidentalis Nutt.; — *jeffreyi* Blackm. (Nordamerika), Pinus jeffreyi Balf.; — *jucundus* Bldfd. (Japan), Picea jezvensis Carr.; — *juglandis* Blackm. (Nordamerika), Juglans rupestris Engelm.; — *kenti* Blackm. (Nordamerika), Pinus sp.; — *kirgisicus* Pjatn. (Sibirien), Picea schrenkiana Fisch.; *knoteki* Rttr. (Tirol), Pinus montana Mill.; — *lateralis* Sw. (Kanada), Metopium toxiferum K. & U.; — *lautus* Eichh. (Nordamerika), Pinus taeda L., P. echinata Mill., Picea rubra Link.; — *lichtensteini* Ratz. (Nordeuropa), Pinus silvestris L., P. strobus L., P. pinaster Sol., P. laricio Poir.; — *liquidambarus* Blackm. (Nordamerika), Liquidambar styraciflua L.; — *mexicanus* Blackm. (Mexiko), Parthenium argentatum Gray.; — *micrographus* L. (Europa), Picea excelsa Lam., Abies pectinata Lam., Pinus silvestris L., P. strobus L., P. montana Mill., P. austriaca Höss., Cedrus sp., Larix europaea Lam. & DC., Tsuga canadensis Engelm., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *mollis* Blackm. (Nordamerika), Pinus strobiformis Engelm, P. ponderosa Laws.; — *monophyllae* Blackm. (Nordamerika), Pinus monophylla Torr. & Frem.; — *morosovi* Spess. (Rußland), Picea excelsa Lam.; — *mundus* Blackm. (Nordamerika), Picea rubra Link.; — *murrayanae* Blackm. (Nordamerika), Pinus contorta Loud.; — *natalis* Blackm. (Nordamerika), Cercis canadensis L.; — *navus* Blackm. (Kalifornien), Pinus sabiniana Dougl.; — *nitidulus* Mannh. (Alaska bis Mexiko), Pinus contorta Loud., P. radiata D. Don., P. monticola Dougl., P. flexilis James, P. ponderosa Laws., P. jeffreyi Balf., P. sabiniana Dougl., P. coulteri D. Don., P. muricata D. Don., Picea sitchensis Bong., P. engelmanni Engelm., Abies concolor Lindl. & Gord., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *nitidus* Sw. (Kanada), Pinus flexilis James, Picea canadensis Mill., P. sitchensis Bong., P. engelmanni Engelm., P. glauca (Moen.) Vois.; Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *novellus* Blackm. (Kalifornien), Pinus sabiniana Dougl.; — *nudus* Sw. (Kanada), Pinus echinata Mill., P. taeda L., P. strobus L., P. resinosa Sol., P. caribaea Mor., P. rigida Mill., Picea canadensis Mill., P. rubra Lindl., P. glauca (Moen.) Vois.; — *occidentalis* Blackm. (Nordamerika), Picea engelmanni Engelm., Abies lasiocarpa (Hook.) Nutt.; — *opaculus* Lec. (Nordamerika), Pinus strobus L., P. mariana Du Roi, Picea canadensis Mill., P. rubra Link., P. glauca (Moen.) Vois., P. engelmanni Engelm., Abies balsamea Mill., Larix lariciana (Du R.) Koch.; — *opimus* Blackm. (Nordamerika), Pinus flexilis James, Picea engelmanni Engelm.;

— *ornatus* Blackm (Nordamerika), Pinus edulis Engelm.; — *parphentjevi* Pjatn. (Sibirien), Picea schrenkiana Fisch.; — *pilifer* Schedl (Kanada), Picea canadensis Mill.; — *patchi* Blackm. (Nordamerika), Pinus strobus L., Picea rubra Link., P. glauca (Mon.) Vois.; — *ponderosae* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws.; — *pseudotsugae* Sw. (Nordamerika, Kanada), Picea engelmanni Engelm., Abies lasiocarpa (Hook.) Nutt., A. grandis Lindl., A. concolor Lindl. & Gord., A. magnifica Murr., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *puberulus* Lec. (Nordamerika), Pinus strobus L., P. resinosa Sol., P. taeda L., P. rigida Mill., P. virginiana Mill., P. echinata Mill., P. banksiana Lamb., Picea rubra Link., P. glauca (Moen.) Vois., Abies balsamea Mill.; — *pubescens* Marsh. (Europa), Pinus maritima Lam., P. austriaca Höss., P. silvestris L.; — *pubipennis* Lec. (Oregon bis Guatemala), Quercus sp.; — *pulchellus* Eichh. (Nordamerika), Pinus strobus L., P. resinosa Sol., P. rigida Mill., P. virginiana Mill., P. echinata Mill., P. banksiana Lamb., P. palustris Mill., Picea mariana Mill. (?), P. rubra Link., Abies balsamea Mill.; — *pulicarius* Zimm. (Nordamerika), Pinus resinosa Sol., P. taeda L., P. echinata Mill., P. palustris Mill., P. palustris Mill., P. caribaea Mor., P. strobus L., P. rigida Mill., P. virginiana Mill.; — *pullus* Zimm. (Nordamerika), Pinus taeda L., P. echinata Mill., P. strobus L., P. rigida Mill., P. virginiana Mill., P. palustris Mill., P. caribaea Mor.; — *puncticollis* Lec. (Kalifornien, Mexiko), Pinus sp., Picea sitchensis Bong.; — *ramiperda* Sw. (Kanada), Pinus strobus L.; — *rhois* Sw. (Nordamerika), Coriaria sp., Rhus hirta Sudw., R. vernix L., R. toxicodendron L., R. copallina L., Metopium toxiferum K. & U., Ulmus sp., Hamamelis sp., Acer saccharum Marsh.; — *rossicus* Egg. (Rußland), Pinus silvestris L.; — *scalptor* Blackm. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws., P. jeffreyi Balf., P. coulteri D. Don.; — *schrenkianus* Pjatn. (Sibirien), Picea schrenkiana Fisch.; — *schwarzi* Blackm. (Nordamerika), Pinus edulis Engelm.; — *scriptor* Blackm. (Nordamerika), Rhus hirta Sudw., R. copallina L.; — *segnis* Blackm. (Nordamerika), Pinus strobiformis Engelm.; — *serratus* Sw. (Kanada), Pinus ponderosa Laws.; — *setosus* Blackm. (Nordamerika), Pinus radiata D. Don, P. muricata D. Don., P. silvestris L.; — *shepardi* Blackm. (Nordamerika), Picea rubra Link., P. glauca (Moen.) Vois.; — *smithi* Schedl (Kanada), Pinus contorta Loud.; — *socius* Blackm. (Nordamerika), Pinus strobiformis Engelm., P. monophylla Torr & Frem., P. ponderosa Laws.; — *solers* Blackm. (Kanada), Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt., Abies concolor Lindl. & Gord., A. magnifica Murr.; — *tenuis* Sw. (Kanada), Pinus concorta Loud.; — *tonsus* Blackm. (Nordamerika), Pinus resinosa Sol., Picea rubra Link.; — *trägardhi* Spess. (Schweden), Picea excelsa Lam.; — *tuberculatus* Eichh. (Kalifornien), Picea mariana Mill. (?), P. engelmanni Engelm., Pinus lambertiana Dougl., P. ponderosa Laws., P. jeffreyi Balf., P. contorta Loud., P. sabiniana Dougl., P. coulteri D. Don., P. edulis Engelm., P. attenuata Lemm., P. monophylla Torr. & Frem., Abies concolor Lindl. & Gord.; — *venustus* Blackm. (Nord-

amerika), Pinus ponderosa Laws.; — *virilis* Blackm. (Nordamerika), Rhus copallina L.; — *sp.* Pinus longifolia Roxb.; — *sp.* Gluta travancorica Bedd.

Pityophthorus ist mit 120 die artenreichste Gattung der Ipidae. 105 davon leben nur an Koniferen, und zwar ausschließlich an Abietinea, nur eine geht an Anacardiaceen über. Das ist sicher nicht zufällig, denn nach den Koniferen sind die Anacardiaceen mit 7 Käferarten die am stärksten befallene Familie. 2 Arten kommen an Leguminosen vor und je 1 an Juglandaceen, Fagaceen und Kompositen.

Der Grundcharakter ist damit gegeben: die *Pityophthorus* sind Nadelholzinsekten. Aber das Vorkommen an Laubholz ist doch nicht zu unterschätzen und die Tatsache, daß Übergang von Koniferen auf Anacardiaceen oder auch umgekehrt, stattgefunden hat, ist beachtenwert. Der Befall an so ausgefallenen Familien wie Leguminosen oder gar Kompositen ist auffallend. Bemerkenswert ist ferner der Umstand, daß die Anacardiaceen nicht nur im nearktischen, sondern auch im orientalischen Gebiete bewohnt werden. Die biologischen Einflüsse sind doch wohl stärker als man annimmt und zurzeit erklären kann.

Die Koniferenbewohner sind vor allen Dingen Kieferninsekten. Nicht weniger als 61 Arten sind an Pinus monophag, das ist die Hälfte aller Arten. Dazu kommen noch 11 Arten die an Pinus primär sind und gelegentlich an andere Koniferen übergegangen sind, zusammen also 72 Arten. Dagegen treten die anderen Gattungen ganz in den Hintergrund. Unklar bleiben 17 Arten die an verschiedenen Koniferengattungen festgestellt sind.

Die Anlehnung an *Ips* ist, wie die Feststellungen an den Standpflanzen zeigen, recht groß. Beide Gattungen bilden ein Massiv von großer biologischer Wucht, die den Ipinae das Gepräge als Nadelholzinsekten geben.

Pseudopityophthorus Sw.

gracilis Blackm. (Nordamerika), Quercus texana Buckl.; — *minutissimus* Zimm. (Nordamerika), Quercus texana Buckl., Fagus sp., Corylus sp., Hamamelis virginiana L.; — *pruinosus* Eichh. (Nordamerika), Quercus texana Buckl., Qu. virginiana Mill.

Die Abtrennung dieser Arten von *Pityophthorus* ist durchaus berechtigt, vielleicht sind auch noch andere, nicht an Koniferen lebende Vertreter aus der Gattung herauszunehmen. Das Standpflanzenbild in der kleinen Gattung ist recht einheitlich.

Conophthorus Hopk.

apachecae Hopk., Pinus apacheca Lemm.; — *coniperda* Schwarz, Pinus monticola Dougl., P. strobus L.; — *contortae* Hopk., Pinus contorta Loud.; — *edulis* Hopk., Pinus edulis Engelm.; — *flexilis* Hopk., Pinus flexilis James; — *lambertianae* Hopk., Pinus lambertiana Dougl.; — *monophyllae* Hopk., Pinus monophylla Torr. & Frem.; — *monticolae* Hopk., Pinus monticola Dougl., Abies grandis Lindl.; — *ponderosa* Hopk., Pinus ponderosa

Laws.; — *radiatae* Hopk., Pinus radiata D. Don.; — *resinosae* Hopk., Pinus resinosa Sol.; — *scopulorum* Hopk., Pinus ponderosa Laws., P. scopulorum Lemm.; — *taedae* Hopk., Pinus taeda L.; — *virginiae* Hopk., Pinus virginiana Mill.

Die Gattung ist biologisch von großer Geschlossenheit. Das prägt sich zunächst darin aus, daß ausschließlich Pinusarten befallen werden. Der gelegentliche Übergang auf Abies, der in einem Fall gemeldet worden ist, erscheint doch reichlich unbedeutend. Beachtenswert ist ferner die Tatsache, daß eine ziemliche Spezialisierung der einzelnen Arten an ihrer Primärpflanze stattgefunden hat. Nur gelegentlich ist auch eine zweite Pflanzenart befallen, so daß Monophagie auffallend stark ist. Das ist vielleicht darauf zurückzuführen, daß die Käfer in erster Linie Bewohner von Zapfen sind. Von allen Arten ist ausdrücklich angegeben, daß sie sich in Zapfen entwickeln und nur von 2 Arten fand ich die Bemerkung, daß sie sich gelegentlich auch in Schößlingen, an Zweigen oder Knospen gefunden haben sollen. Die *Conophtherus*-Arten zählen zu den ärgsten Schädlingen, da sie die Samenproduktion erheblich beeinträchtigen. Die Gattung kommt nur in Nordamerika vor.

Pityoborus Blackm.

comatus Zimm. (Karolina), Pinus echinata Mill., P. taeda L., P. palustris Mill., P. caribaea Mor.

Pityophilus Blackm.

barbatus Blackm. (Nordamerika), Pinus strobiformis Engelm., P. edulis Engelm., P. ponderosa Laws.

Trigonogenius Haged.

fallax Haged. (Deutsch-Ostafrika), Khaya senegalensis Juss.

Myeloborus Blackm.

amplus Blackm., Pinus ponderosa Laws.; — *boycei* Sw. Pinus contorta Loud., P. ponderosa Laws.; — *catulus* Blackm., Pinus sp.; — *fivazi* Blackm., Pinus resinosa Sol.; — *iniquus* Blackm., Pinus ponderosa Laws., P. contorta Loud.; — *keeni* Blackm., Pinus monophylla Torr. & Frem.; — *pinguis* Blackm., Pinus flexilis James, P. strobiformis Engelm.; — *ramiperda* Sw., Pinus strobus L.

Sämtliche Arten kommen nur in Nordamerika oder Kanada vor.

Von den Gattungen *Lepicerus* Eichh., *Styphlosoma* Bldfd, *Dendroterus* Bldfd., *Eidophelus* Eichh., *Mesoscolytus* Broun. und *Tiarophorus* Schrein. sind keine Standpflanzen bekannt geworden.

Verteilung der Ipinae auf die einzelnen Pflanzenfamilien: Koniferen 224, Fagaceen 17, Palmeae 10, Betualceen und Anacardiaceen 7, Cucurbitaceen, Euphorbiaceen, Diphterocarpaceen, Leguminosen, Juglandaceen, Anonaceen und Aceraceen 4, Rosaceen 5, Ranunculaceen 3, Rubiaceen, Hama-

melidaceen und Sapotaceen 2, Salicaceen, Labiaten, Oleaceen, Rhamnaceen, Bombacaceen, Umbelliferen, Liliaceen, Cacteen, Compositen, Combretaceen, Ebenaceen, Theaceen, Lauraceen, Sterculiaceen, Myristicaceen, Zingiberaceen, Moraceen, Rhizophoraceen und Meliaceen 1.

7. Hylocurinae.

Poecilips Schauf.

congonus Egg. (Kongo), Staudtia gabonensis Warb., Chrysophylum africanum A. DC., Pachylasma sp., Pentadesma butryaceum Don., Klainedoxa gabonensis Pierre; — *cylindricus* Egg. (Westafrika), Macrolobium dewevrei Wildem. Bailonella toxisperma Pierre, Erythrophloeum guineense G. Don., Klainedoxa gabonensis Pierre; — *grandis* Egg. (Kongostaat), Macrolobium dewevrei Wildem.; — *rotundicollis* Egg. (Westafrika), Olax sp., Staudtia gabonensis Warb., Pentadesma butyraceum Don., Cola sp., Ouratea sp., Klainedoxa gabonensis Pierre, Afzelia africana Sm.; — *sannio* Schauf. (Westafrika), Klainedoxa gabonensis Pierre, Anonidium manni Engl., Erythrophloeum guineense G. Don., Chrysophyllum africanum A. DC., Cola sp., Afzelia africana Sm., Ouratea sp., Baillonella toxisperma Pierre, Olax sp., an Lianenfrüchten.; — *sierraleonensis* Egg. (Sierra Leone), Coffea liberica Ball. (Früchte); — *n. sp. 1*, Cassine glauca O. Ktze.; — *n. sp. 2*, Acacia pennata Willd.; — *n. sp. 3*, Heritiera fomes Buch.; — *n. sp. 4*, Terminalia tomentosa W. & A.; — *n. sp. 5*, Albizzia stipulata Boiv.

Die Standpflanzen gehören den verschiedensten Familien an und lassen keinerlei verwandtschaftliche Beziehungen erkennen. Bei einigen Arten ist eine auffällige Polyphagie bemerkbar und es wird interessant sein festzustellen, ob das nicht auch für die noch unbeschriebenen Arten zutreffen wird. Bei den polyphagen Arten finden sich mehr oder weniger dieselben Standpflanzen wieder. Der Übergang von einer Pflanzenfamilie auf die andere scheint danach ungezwungen und leicht vor sich zu gehen. Es sind folgende Pflanzenfamilien befallen: Leguminosen 10 mal, Sapotaceen und Simarubaceen 4 mal, Sterculiaceen 3 mal, Myristicaceen, Guttiferen, Olacaceen und Ochnaceen 2 mal, Anonaceen, Celastraceen und Combretaceen 1 mal.

Allarthrum Haged.

kolbei Haged. (Neu Guinea), Theobroma Cacao L.

Thamnurgides Hopk.

nephelii Egg. (Java), Nephelium sp.; — *persicae* Hopk. (Hawai), Amygdalus sp.; — *sp. n. 1*, Acacia pinnata Link.; — *n. sp. 2*, Mallotus philippinensis Müll.-Arg.; — *n. sp. 3*, Pinus longifolia Roxb.

Die Buntheit der befallenen Pflanzenfamilien tritt auch bei *Thamnurgides* deutlich hervor. Die 5 Arten leben an 5 verschiedenen Pflanzenfamilien. Es sind befallen: Rosaceen, Leguminosen, Euphorbiaceen, Sapindaceen und Koniferen je 1 mal.

Hylocurus Eichh.

bicornus Blackm., Hicoria sp.; — *biorbis* Blackm., Hicoria sp.; — *harnedi* Blackm., Hicoria sp.; — *langstoni* Blackm., Celtis sp.; — *parkinsoniae* Blackm., Parkinsonia sp., Cercidium torreyannum (Watson) Sargent, C. floridum Bentham, Diospyros virginiana L.; — *rudis* Lec., Acer sp., Hicoria sp., Celtis occidentalis L., Castanea dentata (Marshall) Borkhausen, Robinia pseudacacia L.; — *spadix* Blackm., Hicoria sp.

Die *Hylocurus*-Arten zeigen ein etwas ausgeglicheneres Bild. 4 Arten sind monophag an Hicoria festgestellt und eine Art an Celtis. Ob wir es hier tatsächlich mit monophagen Arten zu tun haben, ist mindestens zweifelhaft, denn beide Pflanzenfamilien werden mit noch anderen durch *H. rudis* befallen. Bei *rudis* und *parkinsoniae* läßt sich eine Polyphagie, die schon bei *Poecilips* auffällig war, deutlich erkennen und es ist immerhin möglich, daß wir von den monophagen Arten nur die Standpflanzen noch zu wenig kennen. Alle Arten sind Nordamerikaner. Befallstärke der einzelnen Pflanzenfamilien: Juglandaceen 5mal, Ulmaceen und Leguminosen 2mal, Fagaceen, Aceraceen und Ebenaceen 1mal.

Cryptocleptes Blackm.

dislocatus Blackm. (Nordamerika), Hicoria pecan Britt.
Nur diese eine Art ist bekannt.

Erineosinus Blackm.

squamosus Blackm. (Nordamerika), Machira pomiferum Robius.
Nur diese eine Art ist bekannt.

Micracis Lec.

asperulus Lec., Quercus sp.; — *bicornus* Blackm., Hicoria sp.; — *cubensis* Blackm., Juccagro amarillo (?); — *harnedi* Blackm., Hicoria sp.; — *hirtellus* Lec., Umbellularia californica Nutt., Myrica californica Chamisso, Alnus sp., Arbutus menziesii Parsh., Salix lasioleptis, S. umbellaria, S. californica Balb. an trockenem Holz von Telephonstangen; — *langstoni* Blackm., Ulmus fulva Michx., Celtis mississipiensis Bosc., Morus rubra L., Gleditschia tricanthos L.; — *lignator* Black., Quercus sp.; — *meridianus* Blackm., Cercis canadensis L.; — *populi* Sw., Populus sp.; — *rudis* Lec., Hicoria sp.; — *suturalis* Lec., Xanthoxylum clava-herculis L., Hicoria sp., Cercis canadensis L., Fraxinus sp., Quercus sp., Juglans nigra L., Lindera aestivale Nees, Salix sp., Sassafras sp., Robinia sp., Corylus sp., Asimina triloba Dun.; — *swainei* Blackm., Salix sp., Cercis canadensis L.

Was über Monophagie und Polyphagie von den anderen Gattungen gesagt ist, trifft für Micracis in gleichem Umfange zu. Befallstärke der einzelnen Pflanzenfamilien: Salicaceen 4mal, Fagaceen, Ulmaceen, Lauraceen und Juglandaceen je 3mal, Betulaceen und Leguminosen je 2mal, Myricaceen, Ericaceen, Moraceen, Rutceen, Oleaceen und Anonaceen je 1mal. — Die Arten leben in Nordamerika oder Kanada.

Micracisella.

nanula Lec. (Nordamerika), Quercus sp., Persea sp.; — *opacicollis* Lec. (Nordamerika), Castanea dentata (Marshall) Borkhausen, Quercus texana Buchl., Q. alba L., Hamamelis sp., Cercis canadensis L., Acer sp., Taxodium distichum Rich.

Thysanoes Lec.

beschemiae Blackm. (Nordamerika), Berchemia scandens (Hill.) Trel., Ulmus sp.; — *fimbricornis* Lec. (Nordamerika), Hicoria sp., Quercus texana Buchl., Acacia sp.; — *lobdelli* Blackm. (Nordamerika), Quercus texana Buchl., Q. alba L., Q. nigra L., Acer rubrum L.; — *xylophagus* Blackm. (Nordamerika), Quercus sp.

Pseudothysanoes Blackm.

barberi Blackm., Quercus sp.; — *gambetti* Blackm., Quercus sp.; — *hopkinsi* Blackm., Salix sp.; — *lecontei* Blackm., Quercus sp., Castanea dentata (Marshall) Borkhausen, Celtis sp., Ostrya virginiaca (Mill.) Koch, Juglans nigra L.; — *rhododendri* Blackm., Rhododendron flavescens; — *rigidus* Lec., Rhododendron sp., Tilia sp.; — *sedulus* Black., Quercus sp.

Alle Arten leben in Nordamerika.

Von folgenden Gattungen sind Standpflanzen nicht bekannt geworden: *Microborus* Bldfd., *Pycnarthrum* Eichh., *Prionoseeles* Bldfd., *Epomadius* Bldfd., *Hexacolus* Eichh., *Ctenophorus* Chap., *Orthaspistes* Haged., *Araptus* Eichh. und *Pseudomicracis* Egg.

Die Hylocurinae geben von allen Tribus das unklarste Bild. Von 10 Gattungen sind keine Standpflanzen bekannt, darunter befinden sich mehrere, die ihrer Artzahl nach sehr wohl positive Ergebnisse hätten geben können. Mit geringer Ausnahme gehören die Hylocurinae der nearktischen und neotropischen Fauna an. Soweit letztere in Frage kommt, sind Standpflanzen so gut wie gar nicht bekannt. Erst die Forschungen der nordamerikanischen Forstentomologen hat unsere Kenntnisse über die Standpflanzen gefördert.

Von vielen Arten ist nur eine Standpflanze bekannt, in Wirklichkeit scheint aber die Neigung zur Polyphagie größer zu sein als bei irgendeinem anderen Tribus. Die Zahl der befallenen Standpflanzenfamilien ist für die kleine Käferverwandtschaft auffällig groß. Die einzelnen Pflanzenfamilien stehen in keinerlei Beziehungen zueinander. Immerhin ist es möglich, daß bei einzelnen Arten Monophagie vorliegt, so bei den Arten, die an Fagaceen leben. Es ist nicht anzunehmen, daß durch die Kenntnisse der Standpflanzen der neotropischen Arten eine größere Ausgeglichenheit des Standpflanzenbildes eintritt, im Gegenteil die Zahl der Pflanzenfamilien wird aller Wahrscheinlichkeit nach noch erheblich größer werden. Das Verhältnis der befallenen Standpflanzenfamilien nach ihrer Befallstärke

ist folgendes: Leguminosen 17mal, Fagaceen 13mal, Juglandaceen 10mal, Ulmaceen 7mal, Salicaceen 5mal, Sapotaceen, Simarubaceen und Lauraceen je 4mal, Sterculiaceen, Aceraceen, Betulaceen und Ericaceen je 3mal, Myristicaceen, Guttiferen, Olacaceen, Ochnaceen, Anonaceen, Moraceen und Koniferen je 2mal, Celastraceen, Combretaceen, Rosaceen, Euphorbiaceen, Sapindaceen, Ebenaceen, Myricaceen, Rutaceen, Oleaceen, Hamamelidaceen und Tiliaceen je 1mal.

8. Webbianae.

Webbia Hopk.

dipterocarpi Hopk. (Philippinen), Dipterocarpus grandiflorus Blco.; — *mediosectus* Egg. (Simaloer b. Sumatra), Canarium euphyllum Kurz, Dipterocarpus pilosus Roxb., D. turbinatus Gaertn.; — *pabo* Samp. (Indien), Shorea robusta Gaertn.; — *26 spinatus* Samp. (Birma), Dipterocarpus pilosus Roxb., D. tuberculatus Roxb., Mallotus albus Müll.-Arg.; — *30 spinatus* Samp. (Birma), Dipterocarpus pilosus Roxb., D. tuberculatus Roxb.

In diesem Tribus sind nur die 5 Arten vereinigt. Das Standpflanzenbild ist ein sehr harmonisches, da alle Arten primär an Dipterocarpaceen leben. Ein Übergang findet nur statt einmal auf Burseraceen und einmal auf Euphorbiaceen.

9. Eccoptogastrinae.

Bothrosternus Eichh.

hubbardi Schwarz (Florida), Hicoria sp. (?).

Nur von dieser einen Art ist die Standpflanze bekannt und auch die ist nicht einmal ganz sicher.

Pagiocerus Eichh.

frontalis Fahr. (Zentral- und Südamerika), Anona glabra L., A. cherimolia Mill., Persea borbonica Spreng., Zea Mays L.; — *zeae* Egg. (Bogota, Guadeloupe), Zea Mays L.

Die wenigen Arten lassen noch keinen Überblick über das Standpflanzenverhältnis gewinnen.

Cnesinus Lec.

strigicollis Lec. (Nordamerika), Maclura pomiferum Robins., Liquidambar sp., Smilax sp., Hicoria sp., Pirus sp. (?).

Von den 13 bekannten amerikanischen Arten kennt man nur von dieser einen die Standpflanzen.

Xyloctonus Eichh.

scolytoides Eichh. (Südafrika), Bassia (Illipe) latifolia Engl.; — *sp.*, Bassia (Illipe) latifolia Engl., Isonandra polyantha Kurz.

Beide Arten leben an Sapotaceen.

Ctonoxylon Haged.

amanicum Haged. (Kamerun), Coffea sp.
Nur von dieser einen Art ist die Standpflanze bekannt.

Loganius Chap.

ficus Schwarz (Florida), Ficus aurea Nuttall.; — *vismiae* Egg. (Kostarika), Vismia lauriformis (Lam.) Choisy.

Erineophilus Hopk.

schwarzi Hopk. (Florida), Ficus sp.
Nur diese eine Art ist bekannt.

Camptocerus Latreille.

aeneipennis F. (Südamerika), im Holz einer Euphorbiaceae.
Von den 9 beschriebenen Arten ist nur von einer die Standpflanze bekannt.

Eccoptogaster Herbst.

königi Leb. (Süd-Europa), Acer obtusatum Waldst. & Kit., A. platanoides L., A. campestre L.; — *aequipunctatus* Nijs. (Japan), Ulmus camprestis L.; — *agnatus* Bldfd. (Japan), Betula pubescens Ehr. var. vulgaris DC.; — *amygdali* Guér. (Mittelmeergebiet, Kaukasus), Amygdalus communis L., Prunus armeniaca L., P. persica Zucc., Mespilus germanica L.; — *aratus* Bldfd. (Japan), Ulmus campestris L., Prunus Mume S. & Z., P. Pseudo-Cerasus Lindl., Pirus malus L., Machilus japonica S. & Z.; — *balcanicus* Egg. (Balkan), Fagus silvatica L. (?), Carpinus betulus L. — *carpini* Ratz. (Europa), Carpinus betulus L., C. orientalis Lam., Ostrya carpinifolia Scop., Fagus silvatica L., Corylus avellana L., Quercus pedunculata Ehrh.; — *chikisanii* Nijs. (Japan), Ulmus campestris L.; — *claviger* Bldfd. (Japan), Carpinus cordata Blume, C. lasiflora Blume; — *confusus* Egg. (Ussuri), Ulmus montana With. var. laciniata; — *curviventralis* Nijs. (Japan), Ulmus campestris L.; — *ecksteini* But. (Kaukasus), Ulmus campestris L.; — *eichhoffi* Rttr. (Talyschgebirge), Zelkowa carpinifolia Dippel; — *ensifer* Eichh. (Südeuropa, Ussurien), Ulmus campestris L., U. effusa Willd.; — *esuriens* Bldfd. (Japan), Ulmus campestris L.; — *fagi* Walsh. (Nordamerika), Fagus americana Sweet, Celtis occidentalis L.; — *fasciatus* Rttr. (Transkaukasien), Ulmus campestris L., Prunus armeniaca L.; — *frontalis* Bldfd. (Japan), Ulmus campestris L.; — *fuchsi* Rttr. (Armenien), Amygdalus communis L., Prunus armeniaca L.; — *granulifer* Rttr. (Kaukasus), Ulmus campestris L.; — *intricatus* Ratz. (Europa), Quercus sessiliflora Sm., Q. pedunculata Ehrh., Q. cerris L., Ostrya carpinifolia Scop., Castanea vesca Gaertn., Fagus silvatica L., Carpinus betulus L., Betula sp., Ulmus sp., Populus sp.; — *jacobsoni* Spess. (Ussuri), Ulmus sp.; — *japonicus* Chap. (Japan), Prunus mume S. & Z., P. pseudocerasus Lindl., P. yedoensis Mat., Pirus sp., Ulmus campestris L., Zelkowa keaki Sieb., Z. serrata Mak.; — *kirschi* Skalitzki

(Osteuropa), Ulmus campestris L., U. effusa Wild.; — *laevis* Chap. (Mitteleuropa), Quercus pedunculata Ehrh., Fagus silvatica L., Ulmus montana With., U. effusa Wild., Tilia cordata Mill.; — *loevendali* Egg. (Dänemark), Ulmus; — *major* Stebb. (Ostindien), Cedrus deodera Laws.; — *mali* Bechstein (Mitteleuropa), Prunus domestica L., P. insititia L., P. cerasus L., P. padus L., P. armeniaca L., P. mahaleb L., Persica vulgaris Mill., Cydonia vulgaris Willd., Pirus malus L., P. communis L., Sorbus aria L., S. aucuparia L., Crataegus oxyacantha L., Ulmus effusa Willd.; — *mediterraneus* Egg. (Mittelmeergebiet), Prunus armeniaca L., P. avium L.; — *monticolae* Sw. (Kanada), Pinus monticola Dougl., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *morawitzi* Sem. (Transbaikalien), Larix sibirica Led.; — *multistriatus* Marsh. (Europa), Ulmus campestris L., Prunus domestica L., Populus tremula L., Alnus sp., Rhamnus alaternus L.; — *muticus* Say. (Nordamerika), Celtis americana Mill., C. mississippiensis Bosc.; — *numidicus* Bris. (Algier), Cedrus atlantica Manetti; — *orientalis* Egg. (Transkaukasien), Ulmus (?); — *piceae* Sw. (Kanada), Picea canadensis Mill., Abies balsamea Mill., Larix americana Michx., L. lariciana (Du R.) Koch.; — *praeceps* Lec. (Nordamerika), Abies concolor Lindl. & Gord.; — *pygmaeus* Fabr. (Europa, Kaukasus), Ulmus sp., Fagus silvatica L., Carpinus betulus L., Olea europaea L.; — *quadrispinosus* Say. (Nordamerika), Hicoria sp.; — *ratzeburgi* Janson (Europa), Betula verrucosa Ehrh., B. pubescens Ehrh.; — *rugulosus* Ratz. (Europa, Kaukasus, Persien, Nordamerika), Prunus domestica L., P. insititia L., P. cerasus L., P. armeniaca L., P. padus L, P. spinosa L., P. mahaleb L., P. angustifolia Marsh., P. serotina Ehrh., Cydonia vulgaris Willd., Amygdalus communis L., Persica vulgaris Mill., Pirus malus L., P. communis L., Sorbus aria L., S. aucuparia L., Amelanchier ovalis Medikus, A. rotundifolia Pers., Malus malus Britt., Crataegus oxyacantha L., Rhamnus cathartica L.; — *scolytus* Fabr. (Europa, Nordamerika), Ulmus effusa Willd., U. campestris L., U. montana With., Carpinus betulus L., Populus nigra L., Salix sp., Fraxinus excelsior L.; — *semenovi* Spess. (Ussuri), Ulmus sp.; — *seulensis* Mur. (Korea), Prunus yedoensis Mats., Pirus anzu Komar; — *subscaber* Lec. (Nordamerika), Abies sp.; — *tauricus* Egg. (Taurien), Ulmus sp.; — *tsugae* Sw. (Kanada), Tsuga mertensiana Bong, Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *triarmatus* Egg. (Schweden), Ulmus sp.; — *trispinosus* Strohm. (Japan), Ulmus campestris L.; — *unispinosus* Lec. (Westküste von Nordamerika), Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt., Larix occidentalis Nutt. (?); — *ventralis* Lec. (Washington), Abies grandis Lindl., A. concolor Lindl. & Gord., A. magnifica Murr., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *ventrosus* Schew. (Ostsibirien), Ulmus campestris L.; — *zaitzevi* But. (Kaukasus), Ulmus sp.; — *sp. 1*, Juglans regia L., Pirus lanata Don., P. malus L.; — *sp. 2*, Ulmus lancifolia Roxb.; — *sp. 3*, Ulmus wallichiana Planch.

Die *Eccoptogaster*-Arten sind um verhältnismäßig wenige Pflanzenfamilien gruppiert. Überwiegend sind es Laubholzbewohner, nur 10 Arten

kommen an Koniferen vor. Die Koniferenbewohner haben ihre Standpflanzen sämtlich in den Abietinae und gehen nicht auf Laubholz über. Unter dem Laubholz nehmen die Ulmaceen die erste Stelle ein, nicht weniger als 19 Arten kommen monophag daran vor. 17 mal wird nur die Ulme befallen, 1 mal die Gattung Celtis und 1 mal Zelcowa. An Betulaceen leben 4 Arten monophag. Ein Übergang von einer Gattung auf die andere findet nicht statt, 2 Arten sind an Aceraceen und eine an Juglandaceen monophag. Etwas unklarer sind die Bewohner der Rosaceen. Aus dieser großen Pflanzenfamilie sind nur die Pomoideen und Prunoideen befallen. Zu dieser Verwandtschaft sind noch 2 Arten zu zählen, die nur ganz gelegentlich auf andere Familien übergehen, 12 Arten sind auf den verschiedensten Pflanzenfamilien gefunden und es ist wenigstens zum Teil unklar, welche Pflanzenfamilien für primären Befall in Frage kommen. Aber auch die monophagen Arten lassen insofern eine Übereinstimmung erkennen, als sie sich im wesentlichen innerhalb der schon genannten Familien bewegen. Die Befallstärke ist folgende: Ulmaceen 29 mal, Koniferen und Rosaceen je 10 mal, Betulaceen 9 mal, Fagaceen 6 mal, Salicaceen 3 mal, Juglandaceen, Rhamnaceen und Oleaceen je 2 mal, Tiliaceen 1 mal.

Von folgenden Gattungen sind keine Standpflanzen bekannt geworden: *Eupagiocerus* Bldfd., *Pachycotes* Sharp., *Scolytogenes* Eichh., *Scolytomimus* Bldfd., *Neoxyloctonus* Egg., *Cnemonyx* Eichh., *Ceratolepis* Chap., *Scolytopsis* Bldfd.

Die Eccoptogastrinae ist den vorhergehenden Tribus in bezug auf die Standpflanzenverhältnisse sehr ähnlich. Nur die Gattung *Eccoptogaster* selbst, die in der ganz gemäßigten Zone der nördlichen Erdhälfte vorkommt, ist in ihren Standpflanzen näher bekannt geworden und hat, wie wir gesehen haben, ein recht harmonisches Bild ergeben. Eine größere Anzahl von Gattungen teilweise mit ansehnlichem Artenbestand kommt in Mittel- nnd Südamerika vor und wir wissen über die Standpflanzenverhältnisse gar nichts. Das allgemeine Bild ist also ein noch sehr ungeklärtes, so daß sich weiteres darüber leider nicht sagen läßt.

III. Saetidentatae.

10. Corthylinae.

Corthylus Er.

columbianus Hopk. (Nordamerika), Quercus alba L., Fagus americana Sweet, Populus sp., Tilia sp., Acer sp, Liriodendron tulipifera L.; — *flagellifer* Bldfd. (Zentralamerika), Coffea sp.; — *punctatissimus* Zimm. (Nordamerika), Acer saccharum Marsh., Sassafras sp., Cornus sp., Carpinus sp., Corylus sp., Ostrya sp., Gaylussacia resinosa Torr. & Gray; — *spinifer* Schwarz (Florida), Quercus sp.

Metacorthylus Bldfd.

affinis Pinto da Fons (Südamerika), Coffea sp.
Nur von dieser einen Art ist die Nährpflanze bekannt.

Pterocyclon Eichh.

dentigerum Lec. (Kalifornien), Quercus agrifolia Née.; — *dimidiatus* Haged. (Venezuela), im Holz einer Euphorbiacee; — *fasciatum* Say (Kanada, Nordamerika), Quercus texana Buckl., Q. marylandica Muench., Fagus sp., Hicoria sp., Betula sp., Pinus sp.; — *mali* Fitch (Kanada, Nordamerika), Quercus texana Buckl., Q. marylandica Muench., Q. alba L.. Castanea sp., Acer sp., Ulmus sp., Betula lutea Michx., Pirus sp.; — *scutellare* Lec. (Kalifornien), Quercus agrifolia Née.

Gnathotrichus Eichh.

asperulus Lec. (Nordamerika), Pinus inops Sz.; — *materiarirus* Fitch. (Ostküste von Kanada bis Texas), Pinus echinata Mill., P. taeda L., Picea sp., Larix americana Michx.; — *nitidifrons* Hopk. (Mexiko), Pinus sp., Picea sp.; — *retusus* Lec. (Nordamerika), Pinus ponderosa Laws., P. lambertiana Dougl., P. jeffreyi Balfour, P. contorta Loudon, P. sp., Tsuga heterophylla Raf., Ts. mertensiana Bong., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt.; — *sulcatus* Lec. (Oregon, Mexiko), Pinus monticola Dougl., Picea sp., Abies grandis Lindl., A. concolor Lindl. & Gord., A. magnifica Murr., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt., Tsuga heterophylla Raf., Thuja sp., Sequoia sp.

Von nachstehenden Gattungen sind keine Standpflanzen bekannt geworden: *Acorthylus* Bréthes, *Brachyspartus* Ferr., *Glochinocerus* Bldfd., *Tricolus* Bldfd., *Amphicranus* Er., *Phthorius* Eichh., *Anchonocerus* Eichh., *Steganocranus* Eichh.

Die Corthylinae sind in ihren Standpflanzen noch weniger bekannt, als die bisher besprochene Tribus. Von den ca. 120 bekannten Arten sind nur von 15 die Standpflanzen zu ermitteln gewesen. Das Gesamtbild ist also ein so unklares, daß mehr als eine einfache Registrierung nicht erlaubt ist. Die Gattung *Gnathotrichus*, die nur an Koniferen vorkommt, hebt sich noch gut geschlossen von den übrigen Gattungen ab. Bei den an Laubholz vorkommenden Gattungen ist eine deutliche Polyphagie feststellbar, die sich zwar um gewisse Pflanzenfamilien gruppiert, aber doch Neigung zeigt, auf entfernt stehende Familien überzugehen.

Die Befallstärke der einzelnen Pflanzenfamilien ist folgende: Fagaceen 7 mal, Coniferen 6 mal, Aceraceen 4 mal, Betulaceen 3 mal, Rubiaceen 2 mal, Salicaceen, Tiliaceen, Ulmaceen, Rosaceen, Lauraceen, Cornaceen, Magnoliaceen und Euphorbiaceen je 1 mal.

11. Xyleborinae.

Xyleborus Eichh.

abruptus Samp. (Seychellen), Buchanania latifoida Roth.; — *affinis* Eichh. (Nordamerika, Tropen der Alten und Neuen Welt), Quercus sp.,

Hicoria pecan Britt. H. sp., Populus heterophylla L., Liriodendron (?), Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Manihot glaziovii Müll.-Arg., Cocos nucifera L., Saccharum officinarum L.; — *africanus* Egg. (Trop. Afrika), Gossypium sp.; — *alni* Nijs. (Japan), Alnus incana Willd. var. glauca Ait; — *ambasius* Haged. (Kamerun), Hevea brasiliensis Müll.-Arg.; — *andamanensis* Bldfd. (Andamanen), Artocarpus chaplasha Roxb., Bombax insigne Wall., Pterocarpus dalbergioides Roxb.; — *andrewesi* Bldfd. (Ostindien), Albizzia stipulata Boiv., Poinciana elata L., Bombax malabaricum DC., Buchanania latifolia Roxb., Mangifera indica L., Calesium grande O. Ktze., Canarium euphyllum Kurz, Dillenia pentagyna Roxb., Dipterocarpus turbinatus Gaertn., Shorea robusta Gaertn., S. talura Roxb., Myristica andamanica H. f., Terminalia bialata Steud.; — *apicalis* Bldfd. (Japan), Phyllostachys mitis Riv., Juglans sieboldiana Max., Malus pumila Mill., Castanea pubinervis Schroed., Alnus incana DC., A. var. glauca Ait., Ulmus campestris L.; — *aquilus* Bldfd. (Japan), Pinus densiflora S. & Z.; — *arbuti* Hopk. (Californien), Arbutus menziesii Parsh.; — *arquatus* Samps. (Ceylon), Cinnamomum camphora (L.) Nees & Eberm.; — *asperatus* Bldfd. (Ceylon), Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Albizzia moluccana Miq., Acacia decurrens Willd.; — *assamensis* Egg. (Assam), Albizzia sp., Gmelina arborea L.; — *astratus* Eichh. (Japan), Morus sp., Alnus tinctoria Sarg.; — *badius* Eichh. (Madagaskar, Japan, Kuba, Tahiti), Daphnyphyllum macropodum Miq.; — *bidentatus* Eichh. (Ostindien), Canarium euphyllum Kurz , Dipterocarpus turbinatus Gaertn., Mimusops littoralis Kurz, Pterocarpus dalbergioides Roxb.; — *brevidentatus* Egg. (Andamanen), Pterocarpus dalbergioides Roxb., Terminalia bialata Steud.; — *brevis* Eichh. (Japan), Albizzia sp., Grevillea sp.; *burmanicus* Bees. (Birma), Adina cordifolia Hook f., Dolichandrone stipulata Benth & Hook, Tectona grandis L., Vitex peduncularis Wall.; — *camphorae* Haged. (Mauritius), Cinnamomum camphora (L.) Nees & Eberm., Laurus camphora Thunbg.; — *canadensis* Sw. (Kanada), Quercus sp.; — *celsus* Eichh. (Nordamerika), Quercus sp., Hicoria sp.; — *chrysophylli* Egg. (Anam), Chrysophyllum Roxburgii Don.; — *cofeicola* de Campos Novaes (Südamerika), Coffea sp.; — *coffeae* Wurth. (Java, Tonkin), Coffea robusta Lindm., C. arabica L., C. liberica Bull., C. bukowensis, Erythrina lithosperma Blume, Melia azedarach L.; — *cognatus* Bldfd. (Tonkin), Hevea brasiliensis Müll.-Arg.; — *compactus* Eichh. (Japan), Coffea sp., Thea sienensis L., Cinnamomum camphora (L.) Nees & Eberm.; — *comptus* Samps. (Ceylon), Hevea brasiliensis Müll.-Arg.; — *confusus* Eichh. (Tropen der Alten und Neuen Welt), Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Manihot glaziovii Müll.-Arg., M. utilissima Pohl., Theobroma cacao L., Cocos uncifera L., Pinus palustris Mill.; — *corporaali* Egg. (Sumatra), Hevea sp.; — *corpulentus* Egg. (Assam). Albizzia lebbek Bth., Arthocarpus chaplasha Roxb., Canarium euphyllum Kurz, Sterculia villosa Roxb., Vatica lanceaefolia Bl.; — *cristatus* Haged. (Himalaya), Alnus nepalensis Don., Quercus lamellosa Sm.; — *cryptographus* Ratz. (Europa), Populus nigra L., P. tremula L.;

— *dalbergiae* Egg. (Assam), Dalbergia assamica Benth.; — *destruens* Bldfd. (Gilolo-Inseln), Theobroma cacao L., Tectona grandis L.; — *discolor* Bldfd. (Ceylon), Theobroma cacao L., Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Albizzia moluccana Miq.; — *dryographus* Ratz. (Europa, Algier, Lenkoran), Quercus pedunculata Ehrh., Q. sessiliflora Sm., Castanea vesca Gaertn., Fagus silvatica L., Ulmus effusa Willd.; — *ebriosus* Nijs. (Japan), Benzoin thunbergi S. & Z., Styrax japonicum S. & Z., Carpinus laxiflora Blume, Eurya japonica Thunbg., Daphnyphyllum macropodum Miq.; — *elegans* Samps. (Bengalen), Shorea robusta Gaertn., Eugenia jambolanda Lam.; — *eugeniae* Egg. (Indien), Eugenia jambolanda Lam.; — *eurygraphus* Ratz. (Südl. Europa), Pinus silvestris L., P. laricio Poir., P. austriaca Höss., P. maritima Lam., P. halepensis Mill.; — *exiguus* Wlk. (Ceylon, Birma, Andamanen), Artocarpus chaplasa Roxb., Canarium euphyllum Kurz, Dipterocarpus turbinatus Gaertn., Pterocarpus marsupium Roxb., Terminalia bialata Steud.; — *ficus* Egg. (Kongostaat), Ficus preussii Warb., Chrysophyllum africanum A. DC.; — *fitchi* Hopk. (Nornamerika), Pinus sp.; — *fornicatus* Eichh. (Ceylon), Thea sienensis L., Ricinus communis L., Theobroma cacao L., Myristica fragrans Houtt. Psidium sp., Albizzia moluccana Miq., Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Erythrina lithospermum Blume, Schleichera trijuga Willd., Ixora parviflora Vahl., Calesium grande O. Ktze., Erythrina indica L., Albizzia odoratissima Benth., Gmelina arborea L., Dalbergia latifolia Roxb., Leucaena glauca Benth., Desmodium sp., Crotalaria anagyroides Kunth., Acalypha sp.; — *fuscatus* Eichh. (Nordamerika, Guatemala), Quercus alba L., Q. phellos L., Hicoria sp., Castanea sp., Juglans cinerea L., Betula lutea Michx., Acer rubrum L.; — *fraternus* Bldfd. (Ceylon), Erythrina sp.; — *germanus* Bldfd. (Japan), Alnus incana Willd. var. glauca Ait., Fagus silvatica L., var. sieboldi Maxim., Carpinus laxiflora Blume, Thea sienensis L., Styrax japonicum S. & Z.; — *granulipennis* Egg. (Indien), Ixora parviflora Vahl., Xylia dolabriformis Benth.; — *gravidus* Bldfd. (Ostindien), Swietenia mahagoni L., Cinnamomum cedidodaphne Meissn., Mesua ferrea L., Vatica lanceaefolia Bl.; — *haberkorni* Egg. (Deutsch-Ostafrika, Java), Salix tetrasperma Roxb., Eugenia jambolana Lam., Mangifera indica L., Shorea robusta Gaertn.; — *hagedorni* Iglesias (Südamerika), Acacia sp.; — *hagedorni* Stebb. (Ostindien), Tectona grandis L.: — *iheringi* Iglesias (Südamerika), Eucalyptus robusta Sm.; — *immaturus* Blackb. (Sandwich-Inseln), An einer Frucht von „Avocado" (botanischer Name war nicht festzustellen); — *improbus* Samps. (Himalaya), Machilus odoratissima Nees, Quercus lamellosa Lm.: — *incurvus* Egg. (Indien), Albizzia lebbek Bth., Cinchona sp., Nipa fructicans Wurmb., Terminalis procera Roxb.; — *inermis* Eichh. (Nordamerika, Kuba), Castanea dentata (Marshall), Borkhausen: — *interjectus* Bldfd., Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Tectona grandis L., Gmelina arborea L., Anogeissus acuminata Wall., Albizzia lebbek Bth., A. stipulata Boiv., Xylia dolabriformis Benth., Artocarpus lakoocha Roxb., Ficus asperrima Roxb., F. bengalensis L.,

F. religiosa L., Kydia calycina Roxb., Mallotus philippinensis Müll.-Arg., Callesium grande O. Ktz., Pterospermum actrifolium W., Sterculia ornata Wall., Spondias mangifera Willd., Dipterocarpus pilosus Roxb., Shorea robusta Gaertn., Sarcocephalus cordatus Miq., Tetrameles nudiflora, Erythrina indica L.. Santalum album L.; — *intextus* Beeson (Indien), Adina cordifolius Hook. L., Artocarpus lakoocha Roxb., Cinchona sp., Dalbergia cultrata R. Grah., Xylia dolabriformis Benth., Dipterocarpus pilosus Roxb., Dolichandrone stipulata Benth. & Hook., Gmelina arborea L., Tectona grandis L., Shorea assamica Dyer.; — *kraunhiae* Nijs. (Japan), Kraunhia japonica Taub.; — *laevis* Egg. (Java, Philippinen), Theobroma cacao L.; — *lantanae* Egg. (Indien), Lantana aculeata L.; — *lewisi* Bldfd. (Japan), Prunus pseudocerasus Lindl., Acer pictum Thunbg., Carpinus latifolius Blume; — *lineatus* Egg. (Indien), Alnus nepalensis Don.; — *machili* Nijs. (Japan), Machilus japonica S. & Z.; — *major* Stebb. (Ostindien), Shorea robusta Gaertn., Dipterocarpus turbinatus Gaertn.; — *malloti* Egg. (Indien), Mallotus philippinensis Müll.-Arg.; — *mancus* Bldfd. (Ceylon), Theobroma cacao L.; — *mauiensis* Perkins (Sandwich-Inseln), Cheirodendron sp.; — *mesuae* Egg. (Indien), Mesua ferrea L.; — *minutissimus* Egg. (Indien), Albizzia stipulata Boiv., Chrysophyllum roxburghii Don., Hymenodictyon excelsum Wall., Shorea assamica Dyer., S. robusta Gaertn., Vatica lanceaefolia Bl.; — *molokaiensis* Perkins (Sandwich-Inseln), Cheirodendron sp.; — *monographus* Fabr. (Europa, Kaukasus), Quercus pedunculata Ehrh., Q. sessiliflora Sm., Q. suber L., Q. afares Pom., Castanea vesca L, Fagus silvatica L., Ulmus effusa Willd.; — *montanus* Nijs. (Japan), Pirus toringo Sieb.; — *morigerus* Bldfd. (Neuguinea, Mauritius), Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Dendrobium phalaenopsis Fitzg., Coffea sp., Crotalaria anagyroides Kunth, C. usaramoensis, Leucaea glauca Benth., Tephrosia vogelii H. f., Tectona grandis L., Schleichera trijuga Willd., Erytroxylon coca Lam., Swietania mahagoni L., S. macrophylla King., Theobroma cacao L.; — *morivorella* Nijs. (Japan), Morus sp.; — *morstatti* Haged. (Ostafrika), Coffea bukowensis, C. stenophylla G. Don., Erytroxylon coca Lam., Swietenia mahagoni L., Eusideroxylon zwageri Teijsm. & Binn., Acalypha sp., Cryptocaria sp.. Elaeis guineensis L., Persea gratissima Gaertn. F.; — *mucronatulus* Egg. (Indien), Mesua ferrea L.; — *mus* Egg. (?). Gmelina arborea L.,; — *mussooriensis* Egg. (Indien), Berberis sp.; — *mutilatas* Bldfd. (Japan), Benzoin thunbergi S. & Z., Carpinus laxiflora Blume, Styrax japonicum S. & Z., Cinnamomum Camphora (L.), Nees & Eberm.; — *nepos* Egg. (Sunda-Inseln, Celebes, Philippinen), Sterculia alata Roxb.. — *nitidulus* Egg. (Kongostaat), Pycnanthus kombo Warb.; — *noxius* Samps. (Indien), Acacia arabica Willd., Albizzia odoratissima Benth., Bauhinia variegata L., Bombax malabaricum DC., Butea frondosa Roxb., Cullenia excelsa Wight, Diospyros melanoxylon Roxb., Ficus infectoria Roxb., Ixora parviflora Vahl., Mangifera indica L., Calesium grande O. Ktze., Pterocarpus marsupium Roxb., Tectona grandis L., Termi-

nalia tomentosa W. & A.; — *nyssae* Hopk. (Nordamerika), Nyssa sp.; — *octiesdentatus* Mur. (Korea), Eurya japonica Thunbg.; — *ovalicollis* Egg. (Assam), Artocarpus lakoocha Roxb.; — *pecanis* Hopk. (Nordamerika), Hicoria pecan. Britt., Betula lutea Michx., Pinus echinata Mill., P. taeda L., Liquidambar stryraciflua L., Persica sp.; — *perforans* Woll. (Tropen der Alten und Neuen Welt), Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Saccharum officinarum L., Cocos nucifera L.; — *perparvus* Samps. (Indien), Chrysophyllum roxburghii Don., Shorea robusta Gaertn.; — *pfeili* Ratz. (Europa), Alnus glutinosa Gaertn., Populus tremula L., Quercus aliena Blume; — *pinicola* Egg. (Birma), Pinus khasya Royle; — *praevius* Bldfd. (Japan), Acer palmatum Thunbg., Daphnyphyllum mooropodum Miq.; — *principalis* Eichh. (Guinea), Hevea brasiliensis Müll.-Arg.; — *pseudocomans* Egg. (Assam), Mallotus albus Müll.-Arg,, Myristica longifolia Wall.; — *pubescens* Zimm. (Nordamerika), Quercus sp., Juglans cinerea L., Castanea sp., Tilia americana L., Populus sp., Prosopis juliflora DC., Citrus aurantium L., Prunus cerasus L., Magnolia sp., Pinus sp.; — *pumilus* Egg. (Sumatra, Java), Artocarpus chaplasha Roxb., A. lakoocha Roxb., Sterculia campanulata Wall., St. villosa Roxb., Terminalia bialata Steud., T. mannii King.; — *quercus* Hopk. (Nordamerika), Quercus sp.; — *recidens* Samps. (Indien, Sunda-Inseln, Neuguinea), Shorea robusta Gaertn.; — *resecans* Egg. (Assam), Dipterocarpus pilosus Roxb.; — *retusus* Eichh. (Brasilien), Coffea sp.; — *riehli* Eichh. (Celebes), Afzelia bijuga A. Gray., Exoecaria agallocha L., Sonneratia apetala Buch.-Ham.; — *rixini* Egg. (Kongostaat), Rizinus communis L.; — *rudis* Egg. (Indien), Artocarpus integrifolia Forst.; — *rubricollis* Eichh. (Japan), Morus alba L., Alnus tinctoria Sarg.; — *schaufussi* Bldfd. (Japan), Alnus incana DC.; — *scopulorum* Hopk. (Nordamerika), Pinus scopulorum Lamm.; — *seiryorensis* Mur. (Japan), Alnus japonica S. & Z.: — *semigranosus* Bldfd. (Sumatra), Theobroma cacao L.; — *semiopacus* Eichh. (Japan), Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Saccharum officinarum L., Thea sienensis L., Eucalyptus sp., Grevillea sp.; — *septentrionalis* Nijs. (Japan), Pinus densiflora S. & Z., P. glehnii Mast.; — *seriatus* Bldfd. (Japan), Alnus incana DC. var. glauca Ait.; — *sibsagaricus* Egg. (Assam), Ehretia acuminata R. Br.; — *sordicauda* Motch. (Birma), Dolichandrone stipulata Benth. & Hook., Calesium grande O. Ktze., Terminalia chebula Retz., Xylia dolabriformis Benth.; — *sordicaudulus peguensis* Egg. (Philippinen), Xylia dolabriformis Benth.; — *spathipennis* Eichh. (Zentral- und Südamerika), Castilloa elastica Roxb.; — *subgranulatus* Egg. (Assam), Vatica lanceaefolia Bl.; — *subnepotulus* Egg. (Birma), Albizzia lebbek Bth.; — *submarginatus* Bldfd. (Ostindien), Tectona grandis L., Hevea sp, Santalum album L.; — *subsulcatus* Egg. (Kongostaat), Theobroma cacao L.; — *subtuberculatus* Egg. (Kongostaat), Gossypium sp.; — *sulcatus* Egg. (Assam), Artocarpus lakoocha Roxb.; — *tolimanus* Egg. (Columbus), Theobroma cacao L.; — *torquatus* Eichh. (Tropen der Alten und Neuen Welt), Cocos nucifera L.; — *tristis* Egg. (Assam), Vatica

lanceaefolia Bl.; — *tropicus* Haged. (Kamerun), Gossypium sp.; — *truncatus* Er. (Tasmanien), Albizzia moluccana Miq.; — *turbineus* Samps. (Bengalen, Philippinen), Shorea robusta Gaertn., Pentacme suavis DC.; — *undulatus* Samps. (Indien), Shorea robusta Gaertn.; — *ursulus* Egg. (Bali, Batoe, Java, Philippinen), Cinchona sp.; — *validus* Eichh. (Japan), Fagus silvatica L. var. sieboldi Maxim., Abies sachalinensis Mast.; — *velatus* Samps. (Birma), Tectona grandis L.; — *xylographus* Say. (Nordamerika, Europa, Japan, Canarische Inseln), Quercus sp., Castanea vesca Gaertn., Hicoria sp., Fagus sp., Acer pseudoplatanum L., Tilia parvifolia Ehrh., Betula verrucosa Ehrh., Alnus tinctoria Sarg., Populus pyramidalis Rouzier, Prunus cerasus L., P. padus L., P. yedoensis Mats., Pirus malus L., Malus malus Britt., Sorbus aucuparia L., Aesculus hippocastanum L., Fraxinus excelsior L., Liquidambar styraciflua L., Ulmus sp., Cercidiphyllum japonicum S. & Z., Pinus silvestris L., Picea excelsa Lam., Abies pectinata Lam., A. nephrolepis Max., Larix europaea Lam. & DC., Tsuga sp.; — *sp.*, Malus angustifolia Michx.; — *aulmanni* Haged. (Trop. Afrika), Coffea sp.; — *cinchonae* Veen (Java), Cinchonae sp.

Die Xyleborinae nehmen in bezug auf ihre Standpflanzen eine vom Gros der Ipidae abweichende Stellung ein. Das dürfte wahrscheinlich für die ganzen Saetidentatae, vielleicht auch für die noch zu besprechenden Mixtodentatae zutreffen.

Die Abhängigkeit vom Nährsubstrat ist bei diesem Verwandtschaftskreis geringer als bei den übrigen Ipiden. Es kommt darauf an, ob die mitgebrachten Nährpilze eine Entwicklungsmöglichkeit finden oder nicht, gedeihen die Pilze, so ist das Tier in seiner Existenz gesichert. So ist ausgedehnte Polyphagie zu erwarten. In der Tat bestätigen die häufigen oder besser bekannten Arten diese Annahmen durchaus. Gewiß, es sind von vielen Arten nur eine oder wenige Nährpflanzen bekannt, aber es ist zu bedenken, daß sehr wahrscheinlich nur ein Bruchteil bekannt ist, denn, man kennt das Tier selbst noch zu wenig.

Da die Gattung *Xyleborus* über die ganze Welt verbreitet ist, so sind die Standpflanzen auch äußerst verschieden. In sich abgeschlossene Gruppen sind nicht erkennbar, selbst Übergang vom Laub- zum Nadelholz und umgekehrt sind nicht selten. Zirka 50 Pflanzenfamilien kommen als Standpflanzen in Frage. Die Befallstärke ist folgende: Leguminosen 29 mal, Euphorbiaceen 20 mal, Dipterocarpaceen 18 mal, Fagaceen 15 mal, Moraceen, Rubiaceen und Sterculiaceen je 14 mal, Verbenaceen 12 mal, Coniferen 11 mal, Betulaceen 10 mal, Anacardiaceen, Combretaceen und Lauraceen je 8, Palmen, Salicaceen, Myrtaceen und Rosaceen je 6, Sapotaceen 5, Gramineen, Burseraceen, Meliaceen und Theaceen je 4, Malvaceen, Bombacaceen, Myristicaceen, Juglandaceen, Bignoniaceen, Ulmaceen, Aceraceen und Guttiferen je 3, Magnoliaceen, Proteaceen, Sapindaceen, Erythroxylaceen, Hamamelidaceen und Tiliaceen je 2, Dilleniaceen, Ericaceen, Araliaceen, Orchideen, Berberidaceen, Ebenaceen, Nyssaceen, Sonneratiaceen, Borra-

ginaceen, Hippocastanaceen, Oleaceen und Cercidiphyllaceen je 1, unbekannt 1.

Anisandrus Ferr.

dispar Fabr. (Europa, Sibirien, Kleinasien, Kanada, Nordamerika), Quercus pedunculata Ehrh., Q. rubra L., Fagus silvatica L., Castanea vesca Gaertn., Juglans regia L., Carpinus betulus L., Alnus glutinosa Gaertn., Betula verrucosa Ehrh., Salix sp., Tilia parvifolia Ehrh., Fraxinus excelsior L., Aesculus hippocastanum L., Platanus occidentalis L., Vitis vinifera L., Acer pseudoplatanum L., Prunus sp., Pirus sp., Rosa canina L., Sambucus nigra L., Robinia pseudacacia L., Rhamnus frangula L., Pinus silvestris L., Thuja sp., Tsuga sp.; — *minor* Sw. (Kanada), Acer sp., Fagus sp.; — *obesus* Lec. (Kanada, Nordamerika), Quercus sp., Fagus sp., Betula sp, Acer sp., Pirus sp., Tsuga sp.; — *populi* Sw. (Kanada), Populus sp., — *pyri* Peck. (Nordamerika), Pirus sp.; — *sayi* Hopk. (Nordamerika), Sassafras sp.

Eurydactylus Haged.

sexspinosus Motsch (Trop. Afrika, Sundainseln, Ceylon, Indien, Philippinen), Coffea sp., Theobromo cacao L., Oryza sativa L., Hevea brasiliensis Müll. — Arg., Bridelia retusa Spreng., Albizzia moluccana Mig., A. lebbek Bth., A. odoratissima Benth., Erythrina indica L., Pterocarpus dalbergioides Roxb., Canarium euphyllum Kurz., Diospyrus oocarpa Thwaites, Dipterocarpus turbinatus Gaertn., Shorea robusta Gaertn., Myristica andamanica H. F., Sterculia ornata Wall, St. villosa Roxb., Tectona grandis L., Terminalia bialata Steud.

Von den Gattungen *Phloeotrogus* Motsch. und *Progenius* Bldfd. sind keine Standpflanzen bekannt geworden.

Hagedorn zieht *Anisandrus*, *Eurydactylus* und die beiden letztgenannten Gattungen zu *Xyleborus*. Der Standpflanzenvergleich widerspricht dem in keiner Weise. Bei *Anisandrus* wie bei *Eurydactylus* macht sich nicht nur die große Polyphagie wie bei *Xyleborus* bemerkbar, es finden sich auch viele Pflanzenfamilien wieder, die schon für *Xyleborus* festgestellt waren. Eine Erweiterung nach irgendeiner Seite hin findet nicht statt. Gegen die Zusammenziehung im Sinne Hagedorns waren also von den Standpflanzen aus keine Einwendungen zu erheben.

Ambrosiodmus Hopk.

linderae Hopk. (Nordamerika), Lindera sp.; — *tachygraphus* Zimm. (Nordamerika, Ceylon), Betula sp., Acer sp., Fagus sp., Cercis canadensis L., Liriodendron tulipifera L., Rhus sp.

Euwallacea Hopk.

streblicola Hopk. (Philippinen), Streblus sp.

Theoborus Hopk.

theobromae Hopk. (Westindien, Dominika), Theobroma cacao L.

Terminalinus Hopk.

dipterocarpi Hopk. (Philippinen), Dipterocarpus grandiflorus Blco.; — *terminaliae* Hopk. (Philippinen), Terminalia edulis Blco.

Boroxylon Hopk.

stephegynis Hopk. (Philippinen), Mitragyne diversifolia Benth. & Hook.

Arixyleborus Hopk.

rugosipes Hopk. (Philippinen), Dipterocarpus grandiflorus Blco.

Xyloterus Er.

aceris Nijs. (Japan), Acer pictum Thunbg.; — *domesticus* L. (Europa), Fagus silvatica L., Quercus pedunculata Ehrh., Betula verrucosa Ehrh., Alnus incana DC., A. glutinosa Gaertn., Carpinus betulus L., Acer pseudoplatanum L., Sorbus aria L., S. aucuparia L., Prunus cerasus L., Robinia pseudacacia L.; — *intermedius* Samp. (Himalaya), Abies webbiana Lindl.; — *retusus* Lec. (Kanada, Nordamerika), Populus grandidentata Michx.; — *signatus* Fabr. (Japan, Europa), Quercus pedunculata Ehrh., Fagus silvatica L., Betula verrucosa Ehrh., Carpinus betulus L., Alnus glutinosa Gaertn., Acer pseudoplatanum L., Tilia parvifolia Ehrh., Ulmus campestris L., Prunus avium L.; — *lineatus* Oliv. (Europa, Sibirien, Nordamerika), Picea excelsa DC., Abies pectinata Lam., A. nephrolepis Max., Pinus silvestris L., P. montana Mill., P. cembra L., P. strobus L., Larix europaea Lam. & DC., Tsuga sp., Juniperus sp., Betula sp. (?); — *sp.* Machilus odoratissima Nees.

Xyloterinus Sw.

politus Say. (Nordamerika), Fagus sp., Quercus sp., Hicoria sp., Castanea sp., Betula sp., Alnus sp., A. rubrum L., Fraxinus sp., Magnolia sp., Picea sp., Pinus sp.

Trypodendron Steph.

betulae Sw. (Kanada), Betula sp.; — *bivittatum* Kirby (Europa, Nordamerika, Sibirien), Picea sp., Pinus sp., Thuja sp., Larix sp., Abies sp.; — *borealis* Sw. (Kanada), Picea canadensis Mill.; — *cavifrons* Mannh. (Nordamerika), Picea sp., Pinus sp., Sequoia sp., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt, Betula sp., Alnus sp.; — *ponderosae* Sw. (Kanada), Pinus ponderosa Laws., Picea engelmanni Engelm., Pseudotsuga taxifolia (La M.) Britt., Abies lasiocarpa (Hook.), Nutt.; — *pubipennis* Bldf. (Japan), Benzoni thunbergi S. & Z., Ficus caria L.; — *scabricollis* Lec. (Nordamerika), Pinus echinata Mill., P. taeda L., Tsuga sp., Hamamelis virginiana L.

Im großen und ganzen ist das Bild bei den kleineren Gattungen von dem von *Xyleborus* nicht verschieden. *Trypodendron* habe ich als Gattung

angesehen. In der Tat ist gerade hier eine gewisse Verschiedenheit vom großen Massiv der Xyleborinae festzustellen, denn die Koniferen treten stärker hervor und drücken der Gattung das Gepräge auf. Es scheinen sich reine Nadelholzbewohner darunter zu finden. Sicher läßt sich aber, da die Polyphagie auch hier erkennbar ist, nichts sagen. Der Befall der Gattungen außer *Xyleborus* ist folgender: Koniferen 13 mal, Betulaceen 10 mal, Aceraceen 8 mal, Fagaceen 7 mal, Rosaceen 5 mal, Salicaceen und Leguminosen je 4 mal, Lauraceen und Dipterocarpaceen je 3 mal, Tiliaceen, Oleaceen, Sterculiaceen, Rubiaceen, Combretaceen und Magnoliaceen je 2 mal, Juglandaceen, Hippocastanaceen, Platanaceen, Vitaceen, Caprifoliaceen, Rhamnaceen, Gramineen, Euphorbiaceen, Burseraceen, Ebenaceen, Myristicaceen, Verbenaceen, Anacardiaceen, Moraceen, Ulmaceen und Hamamelidaceen je 1 mal.

Die etwas größere Ausgeglichenheit in den Standpflanzen gegenüber *Xyleborus* ist darauf zurückzuführen, daß die Mehrzahl der Käfer der nördlich-gemäßigten Zone angehören.

IV. Mixtodentatae.

12. Spongocerinae.

Scolytoplatypus Schauf.

Die Arten dieser Gattung kommen nur in der aethiopischen Region vor, Standpflanzen sind nicht bekannt geworden.

Spongocerus Bldfd.

daimio Bldfd. (Japan), Phellodendron sp., Acer pictum Thunbg., Ulmus sp., Quercus grosseserrata Bl., Cornus macrophylla Wall., Fraxinus mandshurica Rupr.; — *darjeelingi* Stebb. (Ostindien), Alnus nepalensis Don., Eucalyptus globulus Labill., Quercus lamellosa Sm.; — *kunala* Strohm. (Kashmir), Acer caesium Wall., Quercus dilatata Lindl., Q. incana Roxb., Q. semecarpifolia Smith, Prunus padus L., Pirus lanata Don.; — *nitidus* Egg. (Sumatra, Java), Cinchona sp.; — *pubescens* Haged. (Himalaya), Quercus incana Roxb.; — *shogun* Bldfd. (Japan), Magnolia stellata Maxim.; — *tycon* Bldfd. (Japan), Acer mono Maxim., A. mandshuricum Maxim., Benzoin thunbergi S. & Z., Ulmus sp., Quercus sp., Fagus japonica Max., Cornus sp., Phellodendron amurense Rupr.

Taeniocerus Bldfd.

brahma Bldfd. (Ostindien), Swietenia mahagoni L., Ilex dipyrena Wall.; — *hamatus* Haged. (Java), Thea sp., Hevea sp.; — *mikado* Bldfd. (Japan), Acer pictum Thunbg., Ulmus campestris L. var. laevis Planch., Quercus grosseserrata Blume, Cornus sp., Pirus toringo Sieb., Phyllostachys mitis Riv., Phellodendron amurense Rupr., Benzoin thunbergi S. & Z.; — *minimus* Haged. (Himalaya) Alnus nitida Endl., Cornus macrophylla Wall., Prunus

armeniaca L.; — *raja* Bldfd. (Himalaya), Abies webbiana Lindl., Cedrus deodara Loud., Cornus macrophylla Wall., Quercus incana Roxb.

Die kleine Gruppe der Mixtodentaten scheint sich in bezug auf die Standpflanzen den Xyleborinae sehr zu nähern. Die gleiche Neigung zur Polyphagie ist erkennbar und sie wird sich noch deutlicher ausprägen, sobald erst die Standpflanzen besser bekannt sind. Die Befallstärke der einzelnen Pflanzenfamilien war folgende: Fagaceen 7mal, Aceraceen und Cornaceen je 5mal, Rutaceen, Ulmaceen und Rosaceen je 3mal, Betulaceen 2mal, Oleaceen Myrtaceen, Rubiaceen, Magnoliaceen, Meliaceen, Aquifoliaceen, Theaceen, Euphorbiaceen, Gramineen und Koniferen je 1mal.

* * *

Mehrere Gattungen sind unbekannter Stellung im System.

Von den Gattungen *Olonthogaster* Motsch. und *Negritus* Egg. sind keine Standpflanzen bekannt. Von *Cnestus* Samps kennt man:

magnus Samps (Ceylon) Albizzia molucana Miq.

Von mehr als 1100 Ipidenarten sind die Standpflanzen bekannt geworden. Es sind 79 Pflanzenfamilien, die in Frage kommen. Die Verteilung auf die einzelnen Familien ist natürlich sehr ungleich und es ist von vornherein zu erwarten, daß nicht alle Familien als primäre Standpflanzen in Frage kommen. Ein Teil ist sicher sekundär und hat auszuscheiden, während andere, die auch nur in geringer Stärke befallen sind, immerhin als primäre Nahrungspflanzen Bedeutung haben können. Ein einigermaßen klares Bild ergibt die Gegenüberstellung des Befalles seiner Häufigkeit nach. Von rund 1100 Käferarten sind 480 an Koniferen festgestellt. Fast die Hälfte lebt demnach an Nadelholz und ganz überwiegend ist der Nadelholzbefall primär. Der Übergang von Laubholzpflanzen auf Nadelholz ist vielleicht noch seltener als umgekehrt. In der Befallstärke folgen mit 98 Käferarten die Fagaceen, die namentlich in Nordamerika stark vertreten sind. Als Standortpflanzen von primärer Bedeutung müssen angesehen werden: Leguminosen mit 84, Euphorbiaceen mit 66, Rosaceen mit 58, Betulaceen mit 68, Ulmaceen mit 57, Moraceen mit 48, Dipterocarpaceen mit 35, Juglandaceen mit derselben Anzahl, Rubiaceen mit 35, Oleaceen mit 38, Aceraceen mit 35, Salicaceen mit 31, Sterculiaceen mit 30, Anacardiaceen mit 25, Lauraceen mit 24 Käferarten. In der weiter folgenden Liste sind noch eine Anzahl Familien, die als primäre Standpflanzen in Frage kommen. Teilweise sind sie systematische Außenseiter und es wäre von größtem Interesse zu wissen, wie die Bebrütungen stattfinden. Nicht alle produzieren Holz, zum Teil sind es Kräuter, die von Arten mit tieferstehender Entwicklung bebrütet werden, so die Labiaten, Ranunculaceen und Umbelliferen. Die Bebrütung anderer Pflanzenfamilien wie Gramineen, Cucurbitaceen und Cacteen ist wohl nur so erklärlich, daß die an sich weichen und saftigen Pflanzen verholzen und dadurch den

Käfern das Brutgeschäft ermöglichen. Nachstehend die Befallstärken der noch nicht genannten Pflanzenfamilien. Es brüteten an: Palmae 19, Combretaceen 16, Verbenaceen 15, Tiliaceen 14, Malvaceen 12, Gramineen 11, Myristicaceen 10, Sapotaceen 11, Myrtaceen, Hamamelidaceen und Theaceen 9, Rutaceen und Burseraceen 8, Meliaceen, Magnoliaceen, Anonaceen, Cornaceen und Styracaceen 7, Guttiferen und Ebnaceen 6, Vitaceen, Sapindacee, Bombacaceen, Ericaceen und Simarubaceen 5, Araliaceen, Ranunculaceen, Cucurbitaceen, Rhamnaceen 4, Liliaceen, Nyassaceen, Caprifoliaceen und Bignoniaceen 3, Compositen, Platanaceen, Celastraceen, Convolvulaceen, Olocaceen, Ochnaceen, Proteaceen, Erythroxylaceen und Hippocastaneen 2, Elaeagnaceen, Lythraceen, Loranthaceen, Musaceen, Labiaten, Umbelliferen, Cactaceen, Zingiberaceen, Rhiziophoraceen, Myriaceen, Dilleniaceen, Orchideen, Berberidaceen, Sonneratiaceen, Borraginaceen, Cercidiphyllaceen, Aquifoliaceen, Bromeliaceen, Campanulaceen, Tamaricaceen, Zygophyllaceen und Santalaceen 1 Käferart.

Band XXI, Heft 2.

Originalaufsätze.

Über die Fraßtätigkeit von Forstschädlingen unter dem Einfluß von Altersunterschieden und der Einwirkung verschiedener Temperatur und Luftfeuchtigkeit und ihre praktische und physiologische Bedeutung.

1. Untersuchung an *Dendrolimus pini* L.

Von

Karl Gößwald.

(Ausgeführt mit Unterstützung der Notgemeinschaft der Deutschen Wissenschaft im Institut für angewandte Zoologie, München.)

(Mit 11 Abbildungen.)

Inhaltsübersicht.

Seite

A. Einleitung 184
1. Zweck der Arbeit 184
2. Die Methode zur Feststellung des Schädlingsbefalls mit Hilfe des Kotzählens 184
B. Die Fraßtätigkeit der Raupen, bedingt durch Alter, Temperatur und Feuchtigkeit 186
I. Die Kotzahl als Gradmesser des Schädlingsbefalls 187
1. Die Kotzahl, bedingt durch Altersunterschiede 187
2. Über die Veränderlichkeit der Kotzahl während der Dauer eines Stadiums 187
3. Die Kotzahl in Abhängigkeit vom Einfluß verschiedener Temperatur . 188
4. Die Kotzahl bei verschiedener Luftfeuchtigkeit 190
5. Die praktische Anwendung der Kottabellen 191
II. Die Kotmenge zur Beurteilung des Fraßschadens 193
1. Die Abhängigkeit des Kotgewichtes vom Alter der Raupen 193
2. Der Einfluß der Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf das Kotgewicht . 195
3. Zur praktischen Auswertung des Kotgewichtes bei der Feststellung des Fraßschadens 196
III. Zur Physiologie der Ernährung und der Entwicklung der Raupen 199
1. Die Kotabgabe bei verschiedenem Alter 199
2. Die Kotabgabe bei verschiedener Temperatur und Luftfeuchtigkeit . . 201
3. Zur Frage nach der Zuverlässigkeit klimatologischer Prognosestellung . 203
C. Zusammenfassung der Untersuchungen über Kotzahl und Kotgewicht 204

A. Einleitung.

1. Zweck der Arbeit.

Zur Feststellung eines Schädlingsbefalls ist das Sammeln von Kot, vor allem das Zählen von Kotstückchen ein sehr aufschlußreiches und zugleich leicht durchführbares Verfahren. Gegenüber dem Sammeln von Puppen oder Eiern und der darauf fußenden mehr oder minder unsicheren Prognosestellung hat die Kotsammelmethode den Vorzug, daß sie sofort das schädigende Larvenstadium zahlenmäßig erfaßt. Die Populationsdichte und das Alter der Schädlinge und der zu erwartende Schaden können auf diese Weise leicht bestimmt, und aus dem Ergebnis frühzeitig genug [1]) Notwendigkeit und Zeitpunkt der Bekämpfung entnommen werden.

Voraussetzung für eine richtige Beurteilung der Raupenzahl ist die Kenntnis der von einer Raupe eines gewissen Alters unter den jeweiligen Witterungsbedingungen abgegebenen Kotmenge, gleich ob diese nun gezählt, gemessen oder gewogen werden soll. Die Aufstellung von Kottabellen, aus denen unter Berücksichtigung des Alters der Raupen und der Witterungsfaktoren der Tierbestand abgelesen werden kann, soll mit eines der Ziele dieser Arbeit sein. Die Untersuchungen beziehen sich zunächst auf den Kiefernspinner *Dendrolimus pini* L., es folgen später eine Reihe anderer Forstschädlinge.

Von diesen rein technisch wichtigen Fragen abgesehen, läßt sich durch Kontrolle der Kotabgabe auch manche entwicklungsphysiologisch bedeutsame Erscheinung näher begründen, wie z. B. die Abhängigkeit der Entwicklungsdauer von Temperatur und Luftfeuchtigkeit, ferner das Variieren des Puppengewichtes und damit der Fruchtbarkeit, der Einfluß der Witterungsfaktoren auf das Geschlechterverhältnis usw.

Seiner Magnifizenz, Herrn Geheimrat Univ.-Professor Dr. Karl Escherich, danke ich herzlichst für die stets liebenswürdige Unterstützung bei dem Zustandekommen der Arbeit. Finanziell ermöglicht wurden die Untersuchungen durch ein Forschungsstipendium der Notgemeinschaft der Deutschen Wissenschaft, wofür ich ebenfalls meinen geziemenden Dank sage.

2. Die Methode des Feststellens des Schädlingsbefalls mit Hilfe des Kotzählens.

In dieser Arbeit soll nun speziell eine Methode zur Feststellung der Zahl der Schädlinge ausgearbeitet werden. Die meisten Autoren (vgl. Schwerdtfeger 1930a) gebrauchen die Gewichtsmethode, welche aber über die eigentliche Zahl nur ungenaue Werte

[1]) In Fällen besonders schnellen Fraßes der Schädlinge, wie bei *Panolis flammea* Schiff., ist ein Sammeln von Puppen zur rechtzeitigen Erkennung der Gefahr erwünscht, trotzdem sollte eine Nachkontrolle durch Feststellung des Kotfalles nicht versäumt werden.

ergibt, vor allem dann, wenn während der ganzen Fraßperiode immer nur das Gewicht verglichen wird, ohne zu berücksichtigen, daß viele Individuen schon in jüngeren Stadien sterben, und die Gewichtszunahme des Kotes auf den gesteigerten Nahrungsbedarf älterer Raupen zurückzuführen ist und durch diesen Umstand das Zahlenverhältnis verwischt wird. Die Zahl der Kotstückchen ist ein viel kritischerer Faktor. Auch aus technischen Gründen ist die Zählmethode bei weitem vorzuziehen. Das Sammeln und Wiegen des Kotes mittels Kotfangtrichter oder Plansammeltuch bietet besonders bei Regenwetter große Schwierigkeiten und liefert meist sehr ungenaue Ergebnisse, da der Kot beim Sammeln zum Teil aufgelöst wird und daher nicht in seiner Gesamtheit erfaßt werden kann. Außerdem müßte man zur Feststellung eines vergleichbaren Gewichtes den Kot erst einheitlich auf eine Feuchtigkeitsstufe bringen, was bei Freilandversuchen, die schnelle, exakte Ergebnisse liefern sollen, nur sehr umständlich zu erreichen ist. Das gleiche gilt für die Kotmeßmethode. Viel einfacher und zugleich genauer ist die Methode des Kotzählens, welche zugleich den Vorteil hat, daß sie auch bei Regenwetter, von ganz extremen Fällen abgesehen, gewertet werden kann.

Auf einem Fangtuch (etwa 3 qm) werden täglich zu bestimmter Zeit mittels einer Schablone, die 1 qdm Innenfläche umfaßt, Kotkörnchen nach Stadien getrennt gezählt. Das Mittel von etwa 5—10 Ablesungen wird auf die Streuungsfläche der Baumkrone umgerechnet. So kann man aus der Zahl der herabgefallenen Kotstückchen auf die Zahl der fressenden Raupen schließen.

Voraussetzung für eine richtige Beurteilung des Kotfalles sind folgende Faktoren: Unterscheidung der Stadien auf Grund der Kotballengröße,[1]) diese bietet für den Geübten keine Schwierigkeit. Ferner ist wichtig die Kenntnis der Zahl der Kotkörnchen, die binnen 24 Stunden von einem Stadium einer Art abgegeben wird; schließlich ist noch von besonderer Bedeutung, zu wissen, inwieweit die Kotabgabe durch Witterungsverhältnisse beeinflußt wird.

Um zugleich einen Überblick zu erlangen über den Schaden, wurde auch das Gewicht der Kotstückchen bei verschiedenem Alter und wechselnder Temperatur festgestellt und der Fraßschaden der einzelnen Stadien in Prozent ausgerechnet.

Bei den Laboratoriumsuntersuchungen wurden je 10 Kiefernspinnerraupen, sobald sie geschlüpft waren, 7 Temperaturstufen ausgesetzt von 12—34 ° C (die obere Stufe besitzt mehr theoretisches Interesse), jede Temperaturstufe umfaßte wieder 6 Luftfeuchtigkeitsstufen von 25 bis 100 %. Das Futter stand dauernd in frischem Wasser, so daß eine Beeinträchtigung durch geringe Luftfeuchtigkeit möglichst vermieden wurde. Binnen 24 Stunden wurde das Futter erneuert und festgestellt,

[1]) Um ganz sicher zu gehen, kann man den Kot einiger Raupen, deren Alter man durch Messung der Kopfkapselbreite bestimmt hat, vergleichen (s. auch Abb. 6, S. 192).

wieviel Tiere gefressen oder sich gehäutet hatten und der Kot gezählt und gesammelt.

Es ist zwar zu bemerken, daß die Versuche bei konstanten Bedingungen durchgeführt wurden; immerhin handelt es sich hier um Feststellungen, die sich auf das Freiland übertragen auf nur kurze Zeiträume erstrecken, und daher wohl nicht so viel Fehlerquellen enthalten, wie Prognosestellungen über die ganze Entwicklung von Insekten auf Grund von Laboratoriumsuntersuchungen bei konstanten Bedingungen.

Der Kiefernspinner ist gegen Gift sehr widerstandsfähig, und zudem die Tatsache der Überwinterung der Jungraupen (Stadium III für gewöhnlich) in der Streu eine bequeme Handhabe zur Bekämpfung der aufbaumenden Raupen mit Leimringen. Die Entscheidung über die Notwendigkeit der Bekämpfung wird also am besten während der Fraßdauer des Stadiums I—III gewonnen. Vor Beginn des Frühjahrs empfehlen sich noch einige Stichproben der überwinternden Raupen. Die Untersuchungen in dieser Arbeit befassen sich daher speziell mit den ersten drei Stadien. Die älteren Raupen wurden zwar vergleichsweise mit untersucht, die Ergebnisse derselben gelten jedoch nur unter Vorbehalt, da sie während der Wintermonate bei künstlichen Temperaturverhältnissen gewonnen wurden. Es ist geplant, die Untersuchungen zur normalen Zeit mit überwinterten Raupen fortzusetzen. Das bisher verwendete Material stammt aus Brandenburg.

B. Die Fraßtätigkeit der Raupen, bedingt durch Alter, Temperatur und Feuchtigkeit.

Über Kotuntersuchungen, sowohl in Abhängigkeit vom Alter, wie Witterungsfaktoren, wurden schon eine Reihe von Arbeiten veröffentlicht. Eine Zusammenfassung der wichtigsten Beobachtungen an *Bupalus piniarius* L. und *Panolis flammea* Schiff. findet sich in dem III. Bd. von Escherich's Forstinsekten. Über *Dendrolimus pini* L. speziell liegen Untersuchungen vor von Eckstein und Lebedev und Savenkov (siehe unten). Bisher wurde immer mit dem Kotgewicht gearbeitet, für die praktische Schädlingsanalyse ist als besonders wertvoll die Zählmethode eingangs beschrieben worden: Die Kotzahl gibt Aufschluß über den Schädlingsbefall, daß Kotgewicht in Verbindung mit der Kenntnis des Nahrungsgewichtes und der zur Verfügung stehenden Nahrung läßt den Fraßschaden bestimmen. Gewicht des Kotes und der Nahrung müssen nur einmal exakt im Laboratorium festgestellt werden. Aus dem Ergebnis kann man dann in sehr einfacher Weise im Freiland mit Hilfe der Kotzählungen die Werte gewinnen.

Für den Kiefernspinner ergibt sich eine deutliche Abnahme der Zahl der Kotstückchen mit zunehmendem Alter des Stadiums, während das Gewicht der einzelnen Kotstückchen enorm steigt. Ohne Kenntnis der Tatsache, daß die Zahl der Kotstückchen

hier abnimmt, würde daher die Kritik des Schädlingsbefalls ganz verkehrt ausfallen.

Ebenso wichtig ist die Berücksichtigung des Einflusses der Witterungsfaktoren auf die Veränderlichkeit des Kotfalles.

I. Die Kotzahl als Gradmesser des Schädlingsbefalls.

Die Zahl der Kotstückchen ist zunächst artspezifisch. Die Raupen mit schneller Wachstumszunahme geben pro Tag mehr Kot ab, als Raupen, deren Fraßperiode sich über längere Zeit erstreckt. In ähnlicher Weise können Schwankungen der Kotzahl von Stadium zu Stadium vorkommen, die dann ebenfalls in enger Beziehung zur Wachstumsgeschwindigkeit stehen. Beim Kiefernspinner gibt das jüngste Stadium relativ am meisten Kot ab; mit zunehmendem Alter wird die Kotabgabe geringer (zahlenmäßig). Sehr wichtig ist auch der Einfluß der Witterung auf die Fraßtätigkeit und damit auf die Kotzahl.

1. Die Kotzahl, bedingt durch Altersunterschiede.

Die Unterschiede der Kotzahl in Abhängigkeit vom Alter halten sich bei den drei ersten Stadien des Kiefernspinners in mäßigen Grenzen; anders wird es dagegen bei noch älteren Stadien, hier nimmt die Kotzahl nicht unerheblich ab (unter der Voraussetzung konstanter Temperaturverhältnisse).

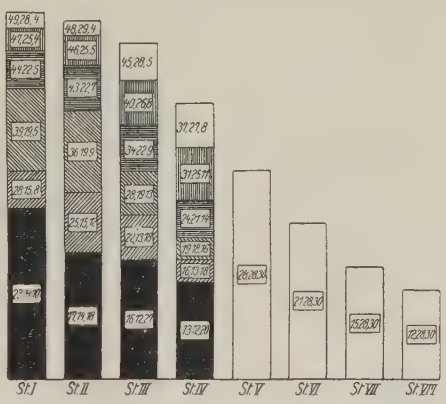


Abb. 1. Kotzahl der einzelnen Raupenstadien I bis VIII von *Dendrolimus pini* L. bei verschiedener Temperatur. Die erste Zahl bedeutet die Zahl der täglich abgegebenen Kotstückchen, die zweite die Temperaturstufe (°C) des Versuches, die dritte die Dauer des Stadiums bei der betreffenden Temperaturstufe. Sämtliche Angaben beziehen sich auf die optimale Luftfeuchtigkeitsstufe von 75 %.

Einzelheiten über die Kotzahl sind aus Abb. 1 zu ersehen. Sämtliche Angaben beziehen sich auf die optimale Luftfeuchtigkeit von 75 %. Stadium I gibt z. B. bei 19 ° C 39 Kotstückchen ab, Stadium II bei gleicher Temperatur 36, Stadium III 28 usw.

2. Über die Veränderlichkeit der Kotzahl während der Dauer eines Stadiums.

Die Zahlenangaben beziehen sich auf den Durchschnitt der von einem Stadium abgegebenen Kotzahl. Als Beispiel der Veränderlichkeit der Kotzahl sei Stadium I erwähnt, bei einer Temperatur von 22 ° C und 25 % Luftfeuchtigkeit. Das Stadium dauerte hier 6 Tage: 32, 31, 31, 31, 31, 30 Kotstückchen; relativ ähnlich verhält es sich mit der Kotzahl bei den übrigen Versuchen, zum Teil mit noch geringeren Unterschieden. Eine Fehlerquelle entsteht in den Häutungserscheinungen; bei den Laboratoriumsversuchen wurden nur die Fraßtage gezählt und

die Häutungszeit weggelassen. Im Freien sind die Häutungsperioden rechnerisch schwer zu erfassen. Da sich hier aber meist mehrere Stadien überkreuzen und sich die Häutungen ziemlich verteilen, kann der Häutungsfaktor wohl vernachlässigt werden, ohne daß die Genauigkeit unter das Maß der Notwendigkeit herabgesetzt wird. Die Kotzahl nimmt also nicht nur von Stadium zu Stadium, sondern auch während desselben Stadiums gegen Ende etwas ab, während die Größe zunimmt. Aber auch dieser Unterschied kann für die praktische Diagnose vernachlässigt werden. Nur beim letzten Stadium ist das Nachlassen der Kotzahl vor der Verpuppung so groß, daß größere Fehler bei der Schätzung der Population entstehen würden. Die Zahl bewegt sich zwischen 13 zu Beginn des VIII. Stadiums bis zu 9 gegen Ende. Aber gerade das letzte Stadium kommt für eine Prognose zum Zwecke der direkten Bekämpfung weniger mehr in Frage.

3. Die Kotzahl in Abhängigkeit vom Einfluß verschiedener Temperatur.

Das Sammeln von Kot zur Feststellung des Schädlingsbefalls hat wenig Wert, wenn dabei nicht der Einfluß berücksichtigt wird, den die Witterung, vor allem die Temperatur auf die Fraßtätigkeit und damit auf die Kotzahl ausübt. Der Unterschied geht besonders klar aus Abb. 1 hervor. Die zwischen den untersuchten Temperaturstufen liegenden Werte sind durch graphische Interpollation aus den Abb. 2, 3 und 4 zu

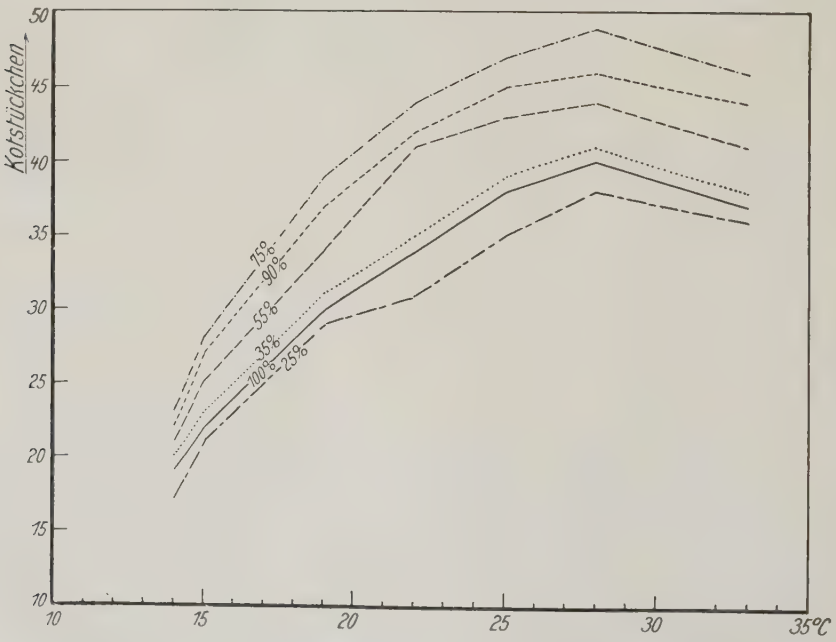


Abb. 2. Kotzahl pro Tag und Raupe von *Dendrolimus pini* L.
Stadium I bei verschiedener Temperatur (100, 90, 75, 55, 35, 25% Luftfeuchtigkeit).

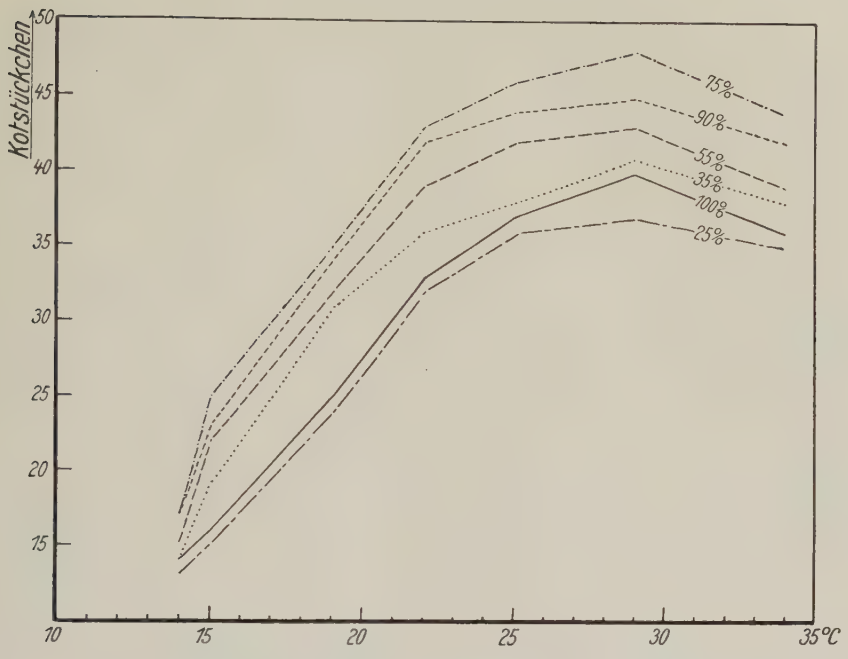


Abb. 3. Kotzahl pro Tag und Raupe von *Dendrolimus pini* L.
Stadium II bei verschiedener Temperatur (100, 90, 75, 55, 35, 25% Luftfeuchtigkeit).

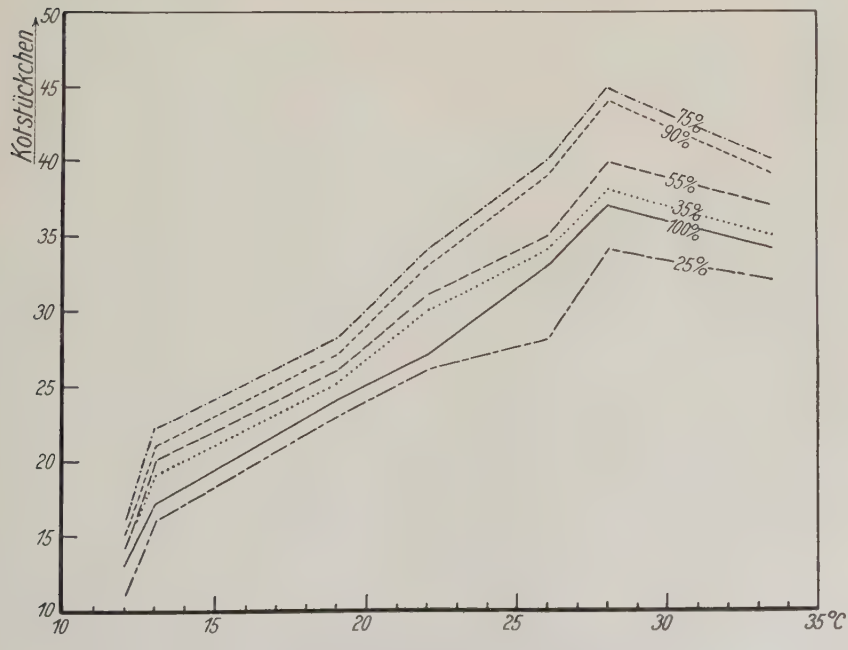


Abb. 4. Kotzahl pro Tag und Raupe von *Dendrolimus pini* L.
Stadium III bei verschiedener Temperatur (100, 90, 75, 55, 35, 25% Luftfeuchtigkeit).

ergänzen. Durch Außerachtlassen des Einflusses der Temperatur sind Fehlangaben über die Populationsdichte bis zu 50% möglich. Je höher die Temperatur ist, desto stärker ist die Kotabgabe. Nur bei der Temperatur über 28° C ist wieder ein Sinken der Kotzahl zu bemerken, da aber diese Temperatur praktisch wenig in Frage kommt, wurde sie hier bei diesen Betrachtungen weggelassen.

4. Die Kotzahl bei verschiedener Luftfeuchtigkeit.

Die Luftfeuchtigkeit spielt unter natürlichen Verhältnissen nicht die große Rolle, wie die Temperatur. Immerhin können Fehlerquellen bis zu 20% entstehen, wenn der Einfluß der Luftfeuchtigkeit ganz unbeachtet gelassen wird. Die größte Kotzahl wird, wie aus Abb. 5 zu ersehen ist, bei 75% relativer Luftfeuchtigkeit (= Überlebensoptimum) beobachtet, es folgen 90, 55, 35, 100 und 25%. Da im Freien die Luftfeuchtigkeit schwankt, muß hier mit Durchschnittswerten gerechnet werden.

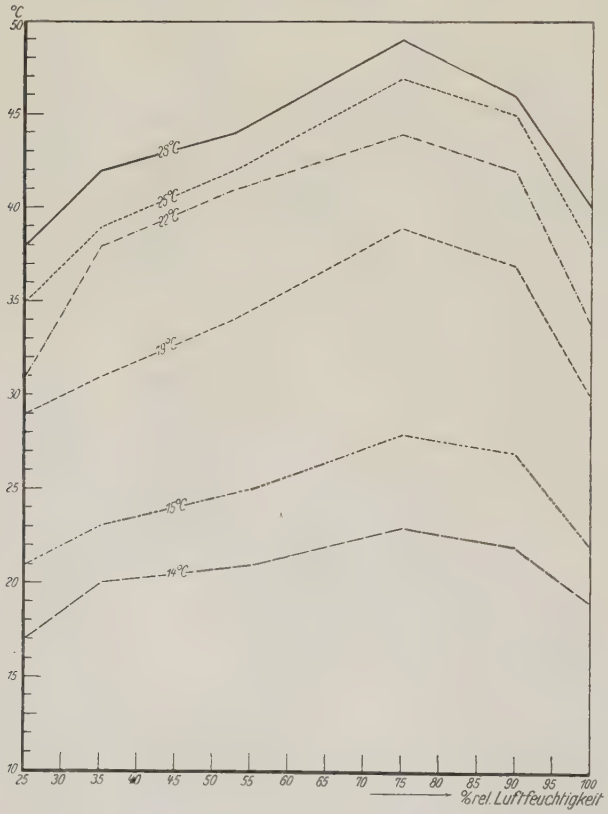


Abb. 5. Kotzahl pro Tag und Raupe von *Dendrolimus pini* L. Stadium I bei verschiedener Luftfeuchtigkeit.

Der Einfluß von Regen auf die Kotabgabe wurde bisher nicht untersucht, es ist möglich, daß ihm eine besondere Bedeutung zukommt.

Als weiterer Faktor käme noch der Wind in Betracht. Physiologische Untersuchungen über den Einfluß des Windes auf die Kotabgabe wurden im hiesigen Institut durchgeführt. Ich möchte den Ergebnissen nicht vorgreifen. Soweit der Wind als mechanischer Faktor in Frage kommt, berichtet Schwerdtfeger (1930a), daß dieser nicht sehr groß ist. Nach seinen Feststellungen mit Hilfe des Mündener Kotsammelapparates (vgl.

Rhumbler 1929) wird „die Tendenz einer Kotkurve durch den Wind nicht, die Höhe der Kurve nicht wesentlich beeinflußt". Man hat zudem die Möglichkeit, die Kotsammelapparate und Fangtücher an windgeschützter Stelle des Waldes auszusetzen. Bei richtiger Aufstellung des Fangtuches können alle Faktoren, die ein unsicheres Bild von dem Kotfall geben würden, ausgeglichen werden.

5. Die praktische Anwendung der Kottabellen.

Als Hauptfaktoren ergeben sich für die Feststellung des Schädlingsbefalls Altersstadium und Temperatur; die Luftfeuchtigkeit soll nach Möglichkeit nicht ganz vernachlässigt werden, wenn der durch sie bedingte Unterschied auch nicht sehr groß ist. Der Einfluß der Luftfeuchtigkeit wird bei etwaigen Zweifeln über die ganze Raupenzahl nach oben oder unten den Ausschlag geben müssen. Es soll hier nicht behauptet werden, daß mit Alter, Temperatur und Luftfeuchtigkeit sämtliche Faktoren, welche die Kotzahl beeinflussen, erschöpft sind, doch dürfte vielleicht, abgesehen von der Einwirkung längeren Regens und starken Windes die wichtigsten Einflüsse erfaßt sein.

Die praktische Anwendung der Untersuchungen wird sich folgendermaßen gestalten: Temperatur und Luftfeuchtigkeit werden registriert, und zwar in den Baumkronen selbst.[1]) Bei stärkeren Temperaturschwankungen muß das Mittel genommen werden.[2])

Der Kot wird, wie S. 185 angegeben, gezählt und auf die Grundfläche des Kronendaches umgerechnet. Das Alter der Raupen ist aus der Größe des Kotes zu ersehen (vgl. Abb. 6), eventuell an einigen Raupen, deren Alter man durch Messen der Kopfkapselbreite bestimmt hat, nachzuprüfen. In den meisten Fällen werden sich die Stadien überkreuzen; jedes Stadium ist dann wegen der verschiedenen altersspezifischen Zahl der Kotstückchen getrennt zu behandeln. Z. B. es wurden pro Quadratdezimeter durchschnittlich 70 Kotstückchen gezählt, davon 40 von Stadium I, 20 Stadium II, 10 Stadium III, der Umfang der Kronenfläche soll 10 qm betragen.[3]) Es sind demnach im

[1]) Bei meinen bisherigen Freilandbeobachtungen ergaben sich zeitweise nicht unbeträchtliche Unterschiede zwischen Mikroklima in den Baumkronen und am Stamm des Baumes (Fichte) in Mannshöhe. Zur richtigen Analyse des Kotes ist unbedingt die Kenntnis der Temperatur- und Feuchtigkeitsverhältnisse in den Baumkronen erforderlich.

[2]) Vorläufig hat man noch keine andere Möglichkeit die Temperaturschwankungen des Freilandes mit der konstanten Temperatur des Laboratoriums in Einklang zu bringen; inwieweit sich hierbei der Wechsel der Temperatur und vor allem der Temperaturextreme bei der Fraßtätigkeit bemerkbar macht, bedarf noch genauerer Untersuchungen. Über Unterschiede des Fraßes bei konstanter und alternierender Temperatur vgl. S. 201.

[3]) Auf eine Aufstellung von Schemen nach bestimmter Bonität und Altersklasse soll grundsätzlich verzichtet werden. Die Grundfläche des Kotfangbaumes ist jeweils möglichst genau zu schätzen.

ganzen festzustellen von Stadium I 40 000 Kotstückchen, von Stadium II 20 000, von Stadium III 10 000. Die festgestellte Durchschnittstemperatur sei 19 ° C. Für Stadium I beträgt in diesem Temperaturbereich die tägliche Kotzahl 39, für Stadium II 36, für Stadium III 28. Für Stadium I ergibt sich also eine Gesamtraupenzahl, wenn wir die Zahl der Kotstückchen (40 000) dieses Stadiums durch die Zahl 39 dividieren, das sind 1025, in gleicher Weise für Stadium II: 20 000 dividiert durch 36 = 555, für Stadium III 10 000 dividiert durch 28 = 356, das sind zusammen 1936 Raupen. Hinzu kommt noch der Einfluß der Luftfeuchtigkeit; war die Luftfeuchtigkeit optimal (etwa 75—90 %), so bleibt die Zahl, da sich die Standardwerte der Abb. 1 auf diesen optimalen Bereich beziehen, für 55,35 oder 100 % LF. sind etwa 10—20 % abzuziehen, weil bei dieser Luftfeuchtigkeit weniger Kot abgegeben wird.

Abb. 6. Kopfkapselbreite und Kotgröße von I bis VIII von *Dendrolimus pini* L. Die oberste Reihe jeweils lufttrocken, die beiden unteren frisch.

Um den Einfluß der Temperatur klarzumachen, sei dieselbe Kotzahl von 70 pro Quadratdezimeter auf extrem hohe und niedrige Temperatur umgerechnet. Für 28 ° C ergeben sich für Stadium I 816, Stadium II 416, Stadium III 222, für 14 ° C Stadium I 1739, Stadium II 1176, Stadium III (hier bei 12 ° C) 625. Der Unterschied der Raupenzahl kann also bei gleichbleibender Kotzahl aber wechselnder Temperatur über 50 % betragen.

Der Einfluß einer Berücksichtigung des Altersstadiums auf die Schätzung des Schädlingsbefalls soll aus folgendem Beispiel hervorgehen. Die Zahlen gelten unter der Annahme optimaler Temperatur- und Luftfeuchtigkeitsbedingungen (28 ° C, 75 % relative Luftfeuchtigkeit) für eine Kotzahl 50 qdm pro Stadium. Stadium I 1020 Raupen, II 1041, III 1111, IV 1351, V 1785, VI 2380, VII 3333, VIII 4166.[1]) Hier sind die Unterschiede für die ersten drei Stadien nicht sehr groß, aber für ältere Stadien außerordentlich. Eine Kot-

[1]) Für Raupen, die kurz vor der Verpuppung stehen, stimmt die Kotzahl nicht (vgl. S. 188).

zahl, die für Stadium I und II rund 1000 Raupen bedeutet, entspricht bei Stadium VIII in gleicher Temperatur über 4000. Diese Feststellung beim Kiefernspinner [1] darf aber nicht verallgemeinert werden.

II. Die Kotmenge zur Beurteilung des Fraßschadens.

Über den Schaden, den eine Raupe anzurichten vermag, gibt die Kotmenge einen sehr guten Überblick. Dabei ist nötig, zu wissen, welches Verhältnis besteht zwischen dem Gewicht der Nahrungsmenge und dem Gewicht der Kotmenge, ferner muß man das Gesamtgewicht der Blätter oder Nadeln eines Baumes bestimmter Bonität kennen. Mit diesen Fragen haben sich besonders ausführlich Lebedev und Savenkov (1932) befaßt.

Da ein Wiegen des Kotes bei Freilandbeobachtungen viel umständlicher ist, als das Feststellen einer Durchschnittszahl, ist es zweckmäßig, durch Laboratoriumsversuche eine Normierung des Kotgewichtes durchzuführen, wobei zu berücksichtigen sind: Altersstadium, ferner der eventuelle Einfluß von Witterungsfaktoren.

1. Die Abhängigkeit des Kotgewichtes vom Alter der Raupen.

Bevor das Kotgewicht in seiner Beziehung zum Alter besprochen wird, sollen erst einige prinzipielle Erörterungen vorausgehen, auf welcher Basis das Alter der Raupen zweckmäßig bestimmt werden kann. Als Kriterium können die Länge (Eckstein 1911, für den Kiefernspanner Schwerdtfeger 1930 b) usw., das Gewicht (Lebedev und Savenkov 1932) dienen. Für gewöhnlich wird aber bei biologischen und ökologischen Untersuchungen Bezug genommen auf die Erscheinung, daß das Raupenleben ganz natürlich in einzelne Stadien zerfällt, welche durch die Häutungserscheinungen gekennzeichnet sind. Abgesehen davon, daß die Einteilung nach Stadien die physiologisch begründete Unterscheidung des Alters darstellt, bietet diese Einteilung in Stadien spezielle Vorzüge bei der Schädlingsdiagnose mit Hilfe von Kotuntersuchungen. Der Unterschied der Kotgröße vor und nach der Häutung ist nämlich bedeutend größer, als der Zuwachs der Größe in der langen Zeitspanne zwischen zwei Häutungen. Zudem sind die einzelnen Stadien gekennzeichnet durch mehr oder weniger große und konstante Unterschiede in Nahrungsverbrauch und Kotzahl.

Die Trennung der Untersuchungen nach Stadien ist auch aus folgendem Grund zweckmäßig: Will man aus der Anfangspopulation des Schädlings auf den späteren Schaden schließen, dann müssen eine ganze

[1] Zu verwerten sind praktisch ohnedies nur die Zahlen der Stadien I mit III, da die älteren Stadien künstlich durch den Winter gezüchtet wurden. Stadium IV bis VIII bedürfen der Nachprüfung.

Reihe biotischer und abiotischer Faktoren, welche reduzierend auf die Zahl der Raupen wirken, in Betracht gezogen werden. Wenn z. B. Lebedev und Savenkov in ihrer Arbeit berichten, daß eine bestimmte Anzahl von Raupen [1]) für eine bestimmte Bonität eines Baumes den Kahlfraß herbeiführen kann, so gilt das natürlich unter der Voraussetzung, daß diese Raupen insgesamt bis zur Verpuppung fressen. Die eigentliche kritische Zahl ist daher höher anzusetzen, da nur ein gewisser Prozentsatz am Leben bleiben wird. Je älter das Stadium wird, desto größer ist der Schaden. Zur späteren Nachprüfung der Raupenentwicklung (etwa Stadium IV—VI, der Wald wird bis zu diesem Zeitpunkt vielfach noch zu retten sein) und zur Beurteilung des Restschadens ist es daher sehr vorteilhaft zu wissen, wieviel Schaden jedes Stadium für sich getrennt verursacht.

Ein weiterer Grund für die Scheidung nach Stadien ist, wie unten näher ausgeführt werden wird, die größere Konstanz des Verhältnisses zwischen Gewicht der Nahrung und Gewicht des abgegebenen Kotes, wenn diese auf die einzelnen Stadien getrennt bezogen werden.

Die Unterscheidung der Stadien bietet keine Schwierigkeit, Merkmale sind Kopfkapselbreite und Kotgröße.

Aus den angeführten Gründen wurden die Kotmessungen auf das Durchschnittsgewicht des Kotes pro Stadium bezogen. Von dem nach Stadium, Temperatur und Luftfeuchtigkeit getrennt gesammelten Material wurden je 1000 Kotstückchen abgezählt und gewogen.

Über die Größenunterschiede nach Alter getrennt gibt Abb. 6, S. 192 Aufschluß.

Das Durchschnittsgewicht von 1000 Kotstückchen beträgt für Stadium I 0,047 g, Stadium II 0,13 g, Stadium III 0,25 g, Stadium IV 0,57 g, Stadium V 0,85 g, Stadium VI 1,9 g, Stadium VII 4,3 g, Stadium VIII 8 g.

Als tägliche Gewichtskotmenge einer Raupe ergibt sich für Stadium I 0,002303 g, Stadium II 0, 00624 g, Stadium III 0,01125 g, Stadium IV 0,03109 g, Stadium V 0,0238 g, Stadium VI 0,0399 g, Stadium VII 0,0645 g, Stadium VIII 0,096 g.

Die Kotmenge einer Raupe für ein ganzes Stadium beträgt für Stadium I 0,00921 g, Stadium II 0,02808 g, Stadium III 0,05625 g, Stadium IV 0,16872 g, Stadium V 0,714 g, Stadium VI 1,197 g, Stadium VII 2,2575 g, Stadium VIII 2,88 g.

Die Zahlen beziehen sich auf den Durchschnitt des Bereiches zwischen 90 und 75 % relativer Luftfeuchtigkeit und auf 28° C. Über Temperaturunterschiede vergleiche unten.

[1]) Wegen der großen praktischen Bedeutung der Untersuchungen der beiden oben genannten Autoren sollen einige Beispiele zur Erläuterung erwähnt werden. Für Kiefer Altersklasse I, Bonität I, Klasse nach Kraft II, Fülle 0,9, mittleres Gewicht der Nadeln des Baumes 8,282 kg genügen zur vollständigen Vernichtung 331 Raupen. (Für Altersklasse III bestimmter Güte sind 1670 Raupen nötig, für Altersklasse VI 1437 Raupen.)

Das Gewicht der einzelnen Kotstückchen nimmt beim Kiefernspinner von Stadium zu Stadium viel mehr zu als das Gesamtgewicht der Kotzahl der verschiedenen Stadien, da die Zahl der Kotstückchen mit dem Älterwerden der Raupen sich verringert. Aus Abb. 9 geht hervor, daß der Schaden vor der Überwinterung (meist Stadium I—III) nicht sehr groß ist. Über den Anteil der einzelnen Stadien der Nonne an dem Gesamtschaden, vgl. Escherich (1912).

2. Einfluß der Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf das Kotgewicht.

Bei der Beurteilung des Gewichtes der Kotstückchen in Abhängigkeit von der Temperatur muß

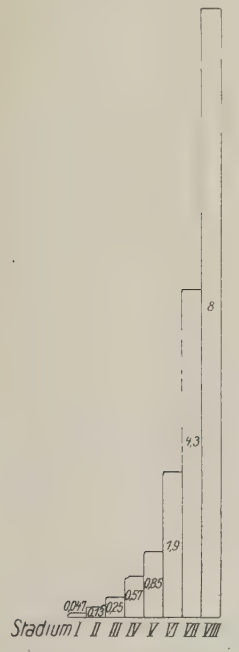


Abb. 7. Gewicht von je 1000 Kotstückchen der Stadien I bis VIII von *Dendrolimus pini* L. (bei 28° C und 75% Luftfeuchtigkeit).

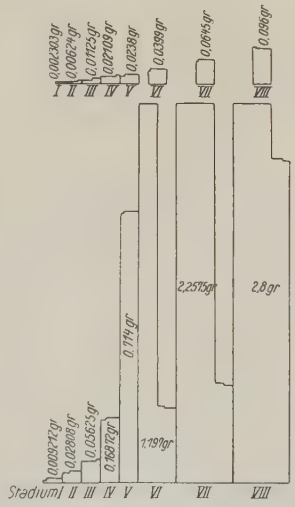


Abb. 8. Kotmenge der Stadien I bis VIII von *Dendrolimus pini* L. (bei 28° C und 75% Luftfeuchtigkeit). Oben die tägliche Kotmenge, unten die Gesamtkotmenge der Stadien.

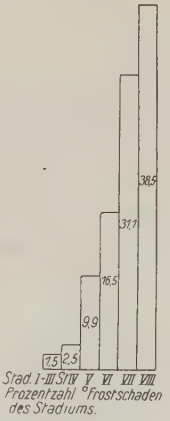


Abb. 9. Prozentanteil des Fraßschadens der einzelnen Stadien von *Dendrolimus pini* L.

man das Durchschnittsgewicht während der Dauer eines ganzen Stadiums nehmen. Da die Raupen bei hoher Temperatur schneller wachsen als bei niedriger und mit ihnen auch die Kotstückchen schneller an Größe gewinnen, würde ein Vergleich von Kotstückchen, welche in den ersten Tagen abgegeben wurden, ein ganz falsches Bild über die Größenverhältnisse geben. Die Kotstückchen bei niedriger Temperatur müssen zunächst kleiner sein (vgl. Berwig 1931, Forleule), aber der Unterschied wird von den Raupen in kühler Temperatur nach längerer Zeit annähernd aufgeholt und der ursprüngliche

Gewichtsunterschied durch längere Fraßdauer ausgeglichen. Es bleiben, wenn man den Durchschnittswert der Kotstückchen pro Stadium nimmt, nur so kleine Differenzen in den einzelnen Temperatur- und Luftfeuchtigkeitsstufen, daß diese bei der Berechnung des Fraßschadens praktisch außer acht gelassen werden. Eine Rolle spielt, wie wir später sehen werden, nur die Dauer des Fraßes auf das Gesamtgewicht.

Im einzelnen ergibt sich über die Abhängigkeit des Kotgewichtes von Temperatur und Luftfeuchtigkeit folgendes: das Gewicht von je 1000 Kotstückchen wurde zunächst in sämtlichen 6 Luftfeuchtigkeitsstufen nach Temperatur getrennt addiert, und zwar beziehen sich die Zahlen zusammen auf die Summe der Stadien I, II, III und IV, bei 14° C 5,184 g, 15° C 5,197 g, 19° C 5,299 g, 22° C 5,424 g, 25° C 5,397 g, 28° C 5,206 g, 34° C 4,624 g.

Zur Darstellung des Einflusses der Luftfeuchtigkeit wurden die Temperaturstufen von Stadium II und III addiert. Es ergibt sich für 100 % Luftfeuchtigkeit 2,36 g, für 90 % 2,547 g, 75 % 2,504 g, 55 % 2,403 g, 35 % 2,259 g, 25 % 2,162 g. Die Kotstückchen sind also am schwersten im Bereich des sogenannten vitalen Optimum, und zwar sowohl in Abhängigkeit von Temperatur wie Luftfeuchtigkeit. Die Zahl der Kotstückchen hatte sich dagegen über das vitale Temperaturoptimum hinaus noch stark erhöht (vgl. S. 201/202). Die Gesamtkotmengen in Abb. 7 und Abb. 8 beziehen sich auf die Temperatur- und Luftfeuchtigkeitsstufe, die für die Kotzahl am günstigsten war (28° C und 75 % relative Luftfeuchtigkeit). Bei niedrigen Temperaturen ist die tägliche Kotabgabe zwar geringer, aber die Raupen fressen hier während einer längeren Zeitdauer (vgl. Gößwald 1934a, Kiefernspanner).[1]) Die Werte für die einzelnen Temperaturstufen sind durch Kombination der oben aufgeführten Zusammenstellung von dem Gewicht der Kotstückchen und Abb. 1, in welcher die Fraßtage bei bestimmten Bedingungen angegeben sind, zu errechnen; dabei ist nicht außer acht zu lassen, daß sich das Kotgewicht bei der Zusammenstellung S. 195 auf 1000 Kotstückchen bezieht.

3. Zur praktischen Auswertung des Kotgewichtes bei der Feststellung des Fraßschadens.

In ihrer Arbeit über die Nahrungsnormen des Kiefernspinners weisen Lebedev und Savenkov (1930) auf die Bedeutung hin, welche das Bestimmen des Verhältnisses zwischen dem Gewicht der verzehrten Nahrung und dem Gewicht des abgegebenen Kotes für die praktische Schädlingsdiagnose hat. Die Zahlen wurden für die Raupen nach der Überwinterung berechnet und haben eine verhältnismäßig große Konstanz (im Mittel 3,1). Ein anderer sehr konstanter Faktor ist das Verhältnis des Gewichtes der Exkremente zum Lebendgewicht

[1]) Über den Fraß des Kiefernspanners vgl. außer den bereits in dieser Arbeit erwähnten Autoren Brecher (1901) und Kalandadze (1927).

der Raupen (2,64). Als 3. konstanten Faktor erwähnen Lebedev und Savonkov das Verhältnis der von einer Raupe verzehrten Nahrung zu ihrem Gewicht (bezeichnet als Nahrungskoeffizient, beträgt ungefähr 8). Diese Untersuchungen gelten für überwinterte Kiefernspinnerraupen.

Über den Kiefernspanner *(Bupalus piniarius* L.) liegen Angaben von Schwerdtfeger vor (1930 b), aus denen zu ersehen ist, daß das Verhältnis zwischen aufgenommener Nahrungsmenge und abgegebener Kotmenge beim Kiefernspanner nur für die Raupen von etwa dem II. bis III. Stadium ab annähernd konstant ist. Schwerdtfeger spricht von einem Stoffwechselquotienten und kommt zu dem Schluß, daß die Nahrung von den jungen Raupen besser ausgenützt wird als von älteren. Ob nun die Jungraupe tatsächlich physiologisch in der Lage ist, die Nahrung besser auszunützen, oder ob die bessere Ausnützung auf die intensivere Zerkleinerung der Nahrung durch die sehr kleinen Mundwerkzeuge der Jungraupen zurückzuführen ist, bedarf einer Nachprüfung. So viel geht aus den Untersuchungen von Schwerdtfeger hervor, daß das Verhältnis zwischen der Menge der aufgenommenen Nahrung und des abgegebenen Kotes nur von einem gewissen Stadium ab annähernd konstant ist (vgl. hierzu Abb. 5 in der Arbeit von Schwerdtfeger 1930 b).[1])

Wenn man mit dem Index, den Lebedev und Savenkov für das Verhältnis zwischen Nahrungsverbrauch und Kotmenge für Stadien nach der Überwinterung berechnet haben (3,1 im Durchschnitt), auch für die Raupen vor der Überwinterung zugrunde legt, so ergibt sich hier 0,17 g Kot. Nach meinen Laboratoriumsversuchen beträgt die Kotmenge der ersten drei Stadien vor der Überwinterung bei 19° C 0,13 g, für 28° C 0,09 g, für Temperatur unter 19° C wieder weniger als bei 19° C, z. B. bei 13—15° C 0,121 g Kot. Es geht wohl daraus hervor, daß der Index für Raupen vor der Überwinterung höher ist, zum mindesten für das erste Stadium (d. h. die jungen Raupen können die Nahrung besser ausnützen, vgl. Schwerdtfeger 1930b) und somit der Wert nicht für Jung- und Altraupen gleichlautend gebraucht werden darf. Es empfiehlt sich also auch aus diesem Grunde eine Trennung nach Stadien (vgl. S. 193). Da die Raupenzahl und der zu erwartende Schaden gerade auf Grund von Untersuchungen an jungen Raupenstadien durchgeführt wird, ist diese Scheidung von praktischer Bedeutung; ferner geht aus dem oben angeführten Beispiel hervor, wie wichtig nicht nur für die Feststellung des Schädlingsbefalls, sondern auch ebenso für die Beurteilung des Fraßschadens die Berücksichtigung der jeweiligen Temperatur ist.

---

[1]) Erst wenn die Raupe etwa 15 mm Länge erreicht hat, bleibt der Faktor annähernd konstant. Am besten wird es sein, nicht nach Länge oder Gewicht der Raupe zu arbeiten, sondern nach Stadium; denn daß die Ausnutzung der Nahrung mit der Größe der Mundwerkzeuge, bezw. der mehr oder minder intensiven Zerkleinerung der Nahrung in Zusammenhang steht, ist sehr wahrscheinlich. Vgl. auch S. 193.

Nach meinen Laboratoriumsuntersuchungen ergab sich gegen Ende der Fraßperiode ein größerer Unterschied des Schadens, der dadurch bedingt war, ob nun noch ein achtes Stadium vorhanden war oder nicht, da die Raupen gerade im achten Stadium (soviel bisher beobachtet, liefern die besonders großen Raupen Weibchen) [1]) noch sehr viel fressen. Die Summe des Kotes bis zum Stadium VII einschließlich beträgt 4,43 g, und würde, wenn man den Index von Lebedev und Savenkov mit 3,1 in Anrechnung bringt, einen Fraßschaden von 13,7 g entsprechen. Bei Addition des Kotes vom achten Stadium (dieses allein 2,4 g) erhält man 7,23 g Kot oder 21,7 g Futter. Wenn man aber das Mittel bis zum siebten und achten Stadium nimmt, ergibt sich 5,83 g Kot oder 18,07 g Futter; der Durchschnitt nach Lebedev und Savenkov berechnet beträgt etwa 5,6 g Kot = 17,36 g Futter, die Werte nach Eckstein 5,99 oder 18,57. Das Durchschnittsergebnis meiner Untersuchungen liegt zwischen den Werten der beiden Autoren.

Um nun den Schaden der einzelnen Stadien vergleichen zu können, wurde der Prozentanteil der Stadien an der Gesamtkotabgabe berechnet unter Bezugnahme auf das Mittel der Kotsumme bis zum siebten und bis zum achten Stadium (= 5,83 g). Für die ersten drei Stadien zusammen ergibt sich ein Anteil von 1,5 % (vgl. Abb. 9), für Stadium IV 2,5 %, Stadium V 9,9 %, Stadium VI 16,5 %, Stadium VII 31,1 %, Stadium VIII 38,5 %. Aus diesen Zahlen geht die Notwendigkeit, den Schaden der Stadien getrennt zu schätzen, sehr eindringlich hervor. Die Kenntnis des Prozentanteils der Stadien an der Gesamtschädigung gibt eine gute Möglichkeit zur Beurteilung des Fraßschadens.

Bisher wurde die Kotzahl zur Berechnung des Schädlingsbefalls und die Kotmenge zur Beurteilung des Fraßschadens herangezogen. Für den Kiefernspinner beträgt also zusammenfassend für jede Raupe, welche die Verpuppung erreicht, der Gesamtfraßschaden durchschnittlich etwa 5,8 g Kot oder in Nadeln ausgedrückt 17 g. [2]) Zur Feststellung

[1]) Weibchenraupen wogen 3—4 g, Männchenraupen 1,8—2 g. Über Unterschiede des Gewichtes von Weibchen- und Männchenfaltern vgl. Eckstein 1911, über Wägungen an frisch geschlüpften Faltern Lebedev und Savenkov 1930.

[2]) Für *Bupalus piniarius* L. nach Schwerdtfeger 1930b: durchschnittliche Kotmenge 0,48 g (Maximum 0,60, Minimum 0,43), Nahrungsmenge 1,22 g, Maximum 1,26, Minimum 1,17 bei Zimmertemperatur. Kahlfraß entsteht nach Erfahrungen aus der Praxis bei etwa 3000 Raupen.

Über die Kotabgabe von *Panolis flamea* Schiff. berichtet Berwig (1917). Es wäre wünschenswert, daß auch die Eule nach der praktisch leicht auswertbaren Kotzählmethode ausgearbeitet würde. Einige Anhaltspunkte für den Fraßschaden der Kieferneule gibt Eckstein (1924), welcher erwähnt, daß die Forleule zwischen der dritten und vierten Häutung im Mittel 31, nach der vierten Häutung 192 Nadeln frißt. Das würde für die beiden Stadien zusammen 223 Nadeln oder (da nach Lebedev und Savenkov 100 einjährige Nadeln durchschnittlich 4,2, zweijährige 6,3—7,4 g wiegen) unter der Annahme einjähriger Nadeln 9,366 g Kot, bei zweijährigen 14,049 bezw. 16,502 g Nadeln ausmachen. Unter der Voraussetzung der Richtigkeit der Angaben würde also die Kieferneule bedeutend mehr verzehren als der Kiefernspanner, dagegen ungefähr so viel, wie der Kiefernspinner während seiner langen Lebensdauer.

des tatsächlichen Schadens in einem Walde fehlt aber nun noch ein dritter Faktor, nämlich die Kenntnis der Nadelfülle; zu deren Feststellung an der Kiefer haben sich besondere Verdienste erworben Lebedev und Savenkov (1932). Die Zahlenergebnisse wurden schon einmal kurz gestreift (S. 194). Es kann im Zusammenhang mit dieser Arbeit nur darauf hingewiesen werden, wie unbedingt notwendig eine Normierung der Futtermenge auch für andere Forstschädlinge und Bäume ist. Für die Fichte wurden Untersuchungen durchgeführt von Henze (1931), und zwar beträgt die Zahl der Nadeln auf 50jährigen Fichten 4—6 Millionen, auf 90jährigen 8—10 Millionen, das Gewicht von etwa 4 Millionen trockenen Nadeln 41,5 kg. Nach Escherich (1912) verzehrt eine Nonnenraupe (*Lymantria monacha* L.) 600 bis 1385 Nadeln, im Mittel 1000. Kahlfraßgefahr ist vorhanden, wenn die Eizahl pro Stamm 4000 beträgt.

III. Zur Physiologie der Ernährung und Entwicklung der Raupen.

Die physiologische Erklärung der Untersuchungen soll hier nur ganz kurz gefaßt werden, bis Ergebnisse über die praktische Erprobung des vorgeschlagenen Verfahrens vorliegen [1]) und eine Reihe von anderen Forstschädlingen in ähnlicher Weise bearbeitet sind.

1. Die Kotabgabe bei verschiedenem Alter.

An der Kotabgabe in Abhängigkeit vom Alter der Raupe interessiert hier vor allem die Tatsache, daß die Kotzahl nicht konstant bleibt, sondern mit zunehmendem Alter abnimmt. Während des Verlaufes eines Stadiums selbst ist die Abnahme der Kotzahl sehr gering, dagegen ergibt sich vor und nach der Häutung eine scharfe Grenze; diese ist bei den ersten drei Stadien noch nicht so groß, wird aber später immer auffälliger. Wenn mit der enormen Gewichtszunahme der Kotstückchen die Zahl derselben konstant bleiben würde, würden die Raupen vermutlich unvergleichlich schneller wachsen. Es muß ausdrücklich bemerkt werden, daß sich die Beobachtungen der Abnahme der Kotstückchen mit zunehmendem Alter auf konstante Temperaturverhältnisse bezieht. Im Freien unter natürlichen Bedingungen mag der Unterschied nicht so groß sein; denn da hier die Temperatur nach Beendigung des III. Stadiums (= Überwinterungsstadium) wieder ansteigt, die Kotzahl aber bei höherer Temperatur wieder zunimmt, besteht die Möglichkeit eines annähernden Ausgleiches der Kotzahl jüngerer und

[1]) Bisher konnte ich erst an der Nonne im Freiland während einiger Wochen die Zählmethode anwenden gelegentlich der Kontrolle einer Kontaktgiftwirkung. Die Kotnorm der Nonne für die einzelnen Altersstadien und Witterungsbedingungen muß aber erst noch genauer untersucht werden. Die Wirkung kalten oder naßkalten Wetters gegenüber warmem trat sehr deutlich in Erscheinung, die Kotzahl fiel zeitweise von 50 bis auf 20 pro Quadratdezimeter. Wenn man den Witterungsfaktor hierbei nicht berücksichtigt, bezw. nicht Kontrollbestände neben Giftbeständen zum Vergleich heranzieht, kann man sehr leicht zu einem falschen Ergebnis über die Giftwirkung kommen.

älterer Raupen. Immerhin berichtet auch Eckstein (1911), welcher seine Untersuchungen im Zimmer, wohl bei etwas mit der Jahreszeit ansteigenden Temperatur durchgeführt hat, über zunehmende Altersunterschiede der Stadien; doch kommt dieser Autor nicht zu dem großen Durchschnitt von 30 Tagen. Das höchste Alter eines Stadiums, und zwar des sechsten, betrug 24 Tage. Eigentlich müßte in dem Laboratoriumsversuch bei einer Temperatur von 28° C die Entwicklung schneller vor sich gegangen sein, wenn man daran festhält, daß erhöhte Temperatur die Entwicklung beschleunigt. Dies trifft auch in demselben Versuch im Vergleich zu niederer Temperatur zu, nicht aber im Vergleich zum Freiland. Schuld an der Entwicklungshemmung können hier zwei Faktoren sein: 1. die Versuche wurden während einer für die Entwicklung der Art anormalen Jahreszeit durchgeführt. Goldschmidt (1932) hat an Eiern von *Lymantria dispar* L. festgestellt, daß diese, in künstliche Temperaturverhältnisse gebracht, sich um so schneller entwickeln, je mehr sich der Zeitpunkt des Versuchsbeginns dem natürlichen, biologischen Zeitpunkt des Schlüpfens der Eiräupchen nähert. Er spricht von einer Schlüpfbereitschaft. Vielleicht gibt es auch im Ablauf der Raupenentwicklung von *Dendrolimus pini* L. einen ähnlichen Bereitschaftsfaktor, der sich auf die Entwicklungszeit auswirkt. In einer früheren Arbeit habe ich mitgeteilt (1934a), daß unabhängig von der natürlichen Entwicklungszeit die Raupen ihre art- und altersspezifische Gebundenheit an bestimmte Temperaturfaktoren beibehalten (Kiefernspanner). Man kann also wohl durch künstliche (d. h. hier unzeitgemäße) Versuche die Temperaturgebundenheit einer Art feststellen, nicht aber die absolute Entwicklungsgeschwindigkeit in Abhängigkeit von diesen Faktoren.

Noch ein Weiteres kann man aus den Versuchen mit künstlichen Bedingungen erkennen im Vergleich mit natürlichen Beobachtungen, nämlich den Grad der Gebundenheit eines Insektes an seine Umweltfaktoren. Bei meinen Untersuchungen über die Biologie und Ökologie von *Parasetigena segregata* Rond. und *Sarcophaga schützei* Kram. (1934b) ergab sich in Bezugnahme auf den Bereitschaftsfaktor und die biologische und ökologische Spezialisierung ein grundsätzlicher Unterschied der Arten. *Parasetigena,* die Nonnentachine, ist biologisch eng an ihren Wirt spezialisiert, ebenso hat sich eine nur sehr eng begrenzte Möglichkeit der Entwicklung in Abhängigkeit von ökologischen Außenfaktoren herausgestellt, indem die Art im Puppenstadium streng an hohe Luftfeuchtigkeit und niedrige Überwinterungstemperatur gebunden ist. *Sarcophaga* ist dagegen Aasfliege aller möglichen toten Raupen und als solche also biologisch wenig gebunden, ökologisch aber ebensowenig. Sie schlüpft bei allen möglichen Feuchtigkeitskombinationen von 25—100 %, teilweise sogar bei 0 % und läßt sich durch hohe Temperatur im Gegensatz zu der zeitlich gebundenen *Parasetigena*

zu einer frühzeitigen, zahlenmäßig fast vollständigen Entwicklung anregen. Die Dipteren zeigen also auch in ihrer Schlüpfbereitschaft, entsprechend ihrer biologischen und ökologischen Eigenart, prinzipielle Unterschiede.

Der 2. Faktor, der für die langsamere Entwicklung der Laboratoriumsraupen verantwortlich gemacht werden kann, ist die Konstanz der Temperatur in den Laboratoriumsversuchen. Nach Cook (1927) haben Temperaturschwankungen einen beschleunigenden Einfluß auf die Entwicklungsgeschwindigkeit (untersucht an *Porosagrotis orthogonia* Morr.).

Oben wurde bereits erwähnt, daß die Entwicklungsgeschwindigkeit der Fraßintensität in gewissem Grade proportional ist.[1]) Um nun zu untersuchen, ob im Zusammenhang mit dem Wechsel der Entwicklungsgeschwindigkeit eine Beziehung besteht zwischen Intensität der Nahrungsaufnahme (bezw. Kotabgabe) und dem Wechsel der Temperatur, wurde einen Tag lang eine halbe Versuchsserie von 14 ° C auf 12 ° C gebracht, die andere Hälfte bei 14 ° C gelassen. Nach 5 Tagen wurde der Kot in beiden Hälften geprüft. Die beiden Versuchsserien hatten also dann zusammen 4 Tage bei 14 ° C zugebracht, eine noch dazu einen Tag bei 14 ° C, die andere dazu einen Tag bei 12 ° C. Nach der Wahrscheinlichkeit größerer Nahrungsaufnahme bei höherer Temperatur müßte also die größere Kotsumme bei den stets 14 ° C ausgesetzten Raupen zu finden sein, aber das war nicht der Fall. Die Raupen, die vorübergehend auf niedrigere Temperatur gebracht worden waren, hatten etwa 20 % mehr gefressen und Kot abgegeben, als die dauernd bei 14 ° C belassenen. Diese Beobachtung soll nicht verallgemeinert werden, aber sie spricht für die Ergebnisse von Cook. Das Problem alternierender Temperatur wird auch in der Forstzoologie immer dringlicher. Es existiert bereits hierüber eine sehr interessante und aufschlußreiche Arbeit von Eidmann (1933). Man wird zu der Erkenntnis gelangen, daß Laboratoriumsuntersuchungen bei konstanter Temperatur sich nicht ohne weiteres auf das Freiland übertragen lassen, wenn es sich um die Kenntnis speziell von Wachstumsgeschwindigkeit und physiologisch verwandter Erscheinungen handelt.

2. Die Kotabgabe bei verschiedener Temperatur und Luftfeuchtigkeit.

Bei einem Vergleich der Fraßtätigkeit der Raupen bei verschiedener Temperatur und wechselnder Luftfeuchtigkeit ergeben sich grundsätzliche Unterschiede. Stellen wir den Bereich der größten Überlebensmöglichkeit der Raupen dem Bereich ihrer intensivsten Nahrungsaufnahme gegenüber, so stellt sich heraus, daß die Raupen wenige Temperaturgrade über ihrem Überlebensoptimum noch

[1]) Es können auch noch andere Faktoren hinzukommen, z. B. die bessere Ausnützung der Nahrung durch jüngere Stadien, vgl. S. 197.

stärker fressen als in dem optimalen Bereich selbst. Am vorteilhaftesten für Stadium I von *Dendrolismus pini* L. ist eine Temperatur von 19—27 ° C (vgl. hierzu Kojima 1933: 18—26,5 ° C). Das eigentliche vitale Optimum würde nach Kojima bei 23,) ° C liegen. Das Maximum der Fraßtätigkeit liegt nun nicht unerheblich über dem sogenannten Optimum der Überlebensmöglichkeit bei etwa 28 ° C. [1])

Wenn wir dagegen die größte Überlebensmöglichkeit mit der größten Fraßtätigkeit unter der Einwirkung der Luftfeuchtigkeit vergleichen, so ergibt sich zwischen beiden eine sehr gute Übereinstimmung. Luftfeuchtigkeitsoptimum und Optimum der Fraßintensität liegen einheitlich zwischen 75 und 90 % (auch Kojima ist zu dem gleichen Luftfeuchtigkeitsoptimum gelangt).

Ob durch stärkeren Fraß bei Temperatur über dem vitalen Optimum etwaige schädigende Einflüsse höherer Temperatur ausgeglichen werden sollen, bedarf einer weiteren Untersuchung. Man könnte an den Ersatz der Feuchtigkeit (bei höherer Temperatur ist reichere Verdunstung möglich) denken, aber das ist nicht unbedingt die Ursache, da die Raupen in sämtlichen Feuchtigkeitsstufen bei höherer Temperatur mehr fressen und andererseits im optimalen Temperaturbereich selbst extrem niedere Luftfeuchtigkeit nicht durch stärkeren Fraß ausgeglichen wird (vgl. Abb. 5). Die stärkere Fraßtätigkeit scheint auf erhöhter Lebenstätigkeit zu beruhen. Die schnellere Entwicklung ist dann nur eine sekundäre Erscheinung.

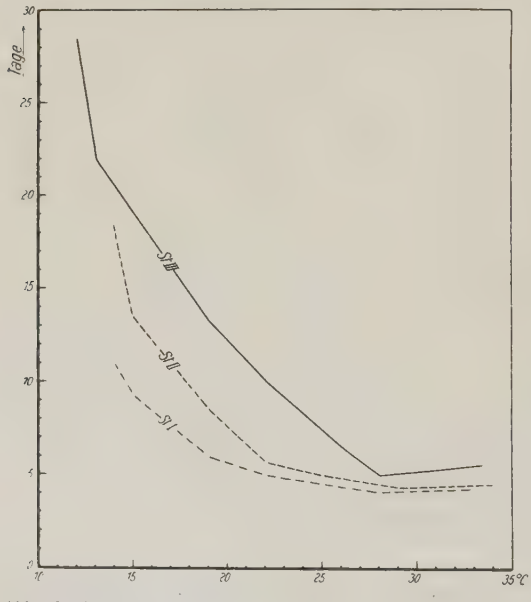


Abb. 10. Entwicklungsdauer (Fraßzeit) von *Dendrolimus pini* L. Stadium I. II und III bei verschiedener Temperatur.

Die Entwicklungsgeschwindigkeit der Larven wird nicht allein durch Temperatur beeinflußt (über Temperatur vgl. Abb. 10), in geringerem Maße auch durch Luftfeuchtigkeit, wie aus Abb. 11 zu ersehen ist. Auch hier fällt der Bereich schnellster Entwicklung mit dem Bereich stärkster Fraßtätigkeit zusammen, doch

[1]) Auf jeden Fall nimmt die Fraßtätigkeit noch von 25° C bis zur nächst höheren untersuchten Stufe 28° C zu und fällt dann wieder bis 34° C. Die Möglichkeit besteht, daß zwischen 25 und 29° C eine Temperaturstufe höherer Fraßtätigkeit liegt.

zeigt sich darin ein Unterschied von dem Einfluß der Temperatur, daß dieser optimale Bereich der Nahrungsaufnahme und Entwicklungsgeschwindigkeit in Abhängigkeit von der Luftfeuchtigkeit mit dem Überlebensoptimum zusammenfällt (75—90 %), während in Abhängigkeit von dem Einfluß der Temperatur die Entwicklungsgeschwindigkeit weit über dem vitalen Optimum erst ihren Höhepunkt erreicht. In Bezugnahme auf die Luftfeuchtigkeit scheint also tatsächlich das Maximum der Entwicklungsgeschwindigkeit dem Optimum gleichzukommen, ob dagegen das Maximum der Entwicklungsgeschwindigkeit in Abhängigkeit von der Temperatur auch hier zugleich das Optimum bedeutet, sei dahingestellt.

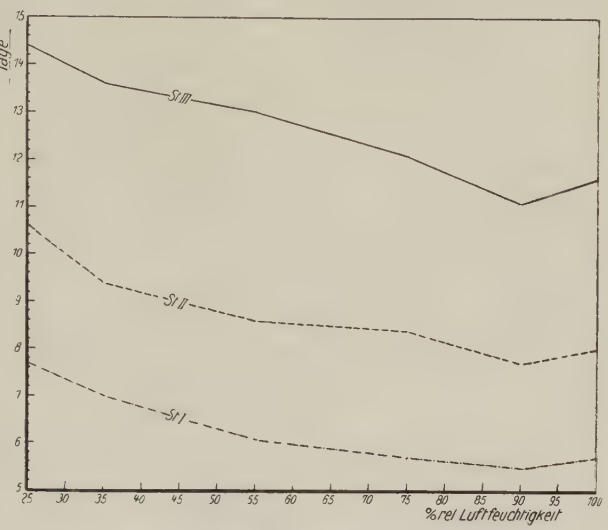


Abb. 11. Entwicklungsdauer (Fraßzeit) von *Dendrolimus pini* L. Stadium I, II und III bei verschiedener Luftfeuchtigkeit.

Ein weiterer Unterschied in der Entwicklungsgeschwindigkeit zeigt sich von Stadium zu Stadium. Das jüngste Stadium entwickelt sich am schnellsten bis zur nächsten Häutung, das zweite braucht schon merklich länger (zu dem gleichen Ergebnis ist auch Kojima 1933 gelangt), vom dritten Stadium an nimmt die Entwicklungsgeschwindigkeit rapid ab (vgl. Abb. 11), gleichsinnig mit ihr die Kotzahl. Es scheint also auch hier ein direkter Einfluß zu bestehen zwischen Entwicklungsgeschwindigkeit und Fraßintensität.

3. Zur Frage nach der Zuverlässigkeit klimatologischer Prognosestellung.

Der klimatische Faktor kann bei der Massenvermehrung der Insekten die primäre Ursache sein.[1]) Aber schließlich ist die Vermehrung

[1]) Die Feststellung der Klimaabhängigkeit der Insekten ist eine äußerst wertvolle Stütze zur Erkennung einer Insektengefahr und zur Beurteilung der Möglichkeit des weiteren Verlaufes einer Kalamität. Vor allem, wenn es einmal möglich sein wird, mehr auf die Einzelheiten des Mikroklimas und dessen hoher Bedeutung für die Ausbreitung der Arten einzugehen, was allerdings nicht ausschließlich durch Laboratoriumsversuche, sondern durch Vergleich im Freiland über die Entwicklung der Insekten an verschiedenen mikroklimatischen Standorten und durch Herausfinden der feinen, aber maßgebenden Unterschiede zu erreichen ist. Bei sehr vielen Insektenarten (stenöken) entscheidet schon die geringfügigste Veränderung der mikroklimatischen Bedingungen über

der Insekten auch biologisch begründet. Wir sind heute noch weit davon entfernt, die Faktoren genau zu kennen, die den Massenwechsel bedingen oder auch nur annähernd die bekannten quantitativ in ihrer Wirkung im Freiland zu bestimmen. Irgendein Faktor, der zunächst ganz geringfügig zu sein scheint, kann plötzlich zur Großmacht werden und über den Einfluß des Klimas den Sieg davontragen. Wegen dieser Unsicherheit der Prognosestellung werden wir uns daher zweckmäßig an den Schädlingsbefall selbst halten; bei der Beurteilung der Frage, ob ein Schädling bekämpft werden soll oder nicht, scheint das Kotsammeln die gangbarste Methode zu sein, vor allem die Zählmethode. Allerdings bedarf sie noch eines weiteren Ausbaues. Sämtliche wichtigen Forstschädlinge sind zu untersuchen, und ebenso nach dem Vorbild von Henze, Lebedev und Savenkov die Nahrungsmenge ihrer Futterpflanzen zu bestimmen, um auch zugleich den Fraßschaden beurteilen zu können. In Anbetracht der praktischen Bedeutung dieser Arbeiten sollte hier keine Mühe gescheut werden.

C. Zusammenfassung der Untersuchungen über Kotzahl und Kotgewicht.

Sämtliche Versuchsergebnisse wurden wegen der physiologischen und praktischen Zweckmäßigkeit nach Stadien getrennt gewertet. Die Zahl der Kotstückchen ist bedingt durch das Alter der Tiere, ferner Temperatur und Luftfeuchtigkeit. Je jünger die Raupe von *Dendrolimus pini* L. ist, desto größer ist die Zahl der Kotstückchen. Bei den ersten drei Stadien ist der Unterschied noch nicht so groß, mit dem Älterwerden der Raupen wird jedoch der Gegensatz immer deutlicher. Auch die Temperaturabhängigkeit ist sehr groß; in Abhängigkeit von der Temperatur kann der Unterschied der Kotabgabe 50 % betragen. Die Kotabgabe steigt über das sogenannte vitale Optimum bis zu 28° C und fällt dann wieder bis 34° C. Der Einfluß der Luftfeuchtigkeit auf die Kotabgabe ist nicht so groß, er bewegt sich zwischen 10 und 20 %: In Abhängigkeit von der Luftfeuchtigkeit wird der meiste Kot im Bereich des vitalen Optimum selbst (75—90 %) abgegeben. Die Veränderlichkeit der Kotzahl während der Dauer eines Stadiums ist (aus-

Sein oder Nichtsein (vgl. hierzu den makroklimatischen und mikroklimatischen Einfluß der Beschaffenheit des Standortes auf das Vorkommen und die Verteilung der Ameisenarten. Gößwald 1932). Es wäre daher eine viel dankbarere Aufgabe der Ökologie, durch mikroklimatische Messungen an verschiedenen stark und gar nicht befallenen Gebieten die Grenzen der Existenzbedingungen der verschiedenen Schädlinge zu bestimmen und dem Wald durch künstliche Bestandsveränderung ein derartiges Mikroklima zu geben, daß er gegen das Auftreten von Massenvermehrungen auch bei vermehrungsgünstigem Makroklima, geschützt ist, statt sich mit rein theoretischen Untersuchungen über Temperatur- und Feuchtigkeitsabhängigkeit zu begnügen.

genommen das letzte vor der Verpuppung) so gering, daß sie praktisch vernachlässigt werden kann; gegen Ende des Stadiums nimmt die Kotzahl etwas ab.

Zwischen Kotzahl und Entwicklungsgeschwindigkeit zeigt sich eine sehr deutliche Beziehung. Das kommt zum Ausdruck in der Abhängigkeit vom Alter des Stadiums, von Temperatur und Luftfeuchtigkeit. In demselben Alters-, Temperatur- oder Feuchtigkeitsbereich, in dem die Raupen zahlenmäßig den meisten Kot abgeben, erfolgt auch die Entwicklung am schnellsten. Dabei fallen in Abhängigkeit von Luftfeuchtigkeit vitales Überlebensoptimum, Fraßintensitätsoptimum und Entwicklungsgeschwindigkeitsoptimum zusammen, während unter dem Einfluß der Temperatur das Fraß- und Entwicklungsgeschwindigkeitsoptimum über dem vitalen Optimum liegen.

In dem Laboratoriumsversuch wird die Entwicklungsgeschwindigkeit gehemmt durch die anormale Zeit des Versuches für die Stadien IV—VIII (vgl. Bereitsschaftsfaktor S. 200), ferner vermutlich durch den Einfluß konstanter Temperatur im Vergleich zu der wechselnden Temperatur des Freilandes.

Das Gewicht des Kotes ist ebenfalls von großer praktischer Bedeutung. Festgestellt wurden: das Durchschnittsgewicht von je 1000 Kotstückchen der einzelnen Stadien, die tägliche Gewichtskotmenge einer Raupe, die Kotmenge der einzelnen Raupenstadien und der Prozentanteil der einzelnen Stadien an dem Fraßschaden, alles bei verschiedener Temperatur und Luftfeuchtigkeit.

Da die Zahl der Kotstückchen gegen Ende der Raupenperiode geringer wird, hält das Wachstum der Gesamtkotmenge der Stadien nicht Schritt mit der Zunahme des Einzelgewichtes.

Der Einfluß der Temperatur und Luftfeuchtigkeitsunterschiede auf das absolute Kotgewicht ist so gering, daß er praktisch außer acht gelassen werden kann. Am schwersten wiegt der Kot im Bereich des sogenannten vitalen Temperaturoptimums (vgl. dagegen Kotzahl) und Luftfeuchtigkeitsoptimums.

Von Ausschlag für die Gesamtkotmenge, welche die Raupe während ihres ganzen Lebens bei bestimmter Temperatur abgibt, ist nicht allein die Intensität des Fraßes, sondern auch die Fraßdauer. Geringe Fraßtätigkeit wird vielfach durch längere Fraßdauer ausgeglichen, bezw. die Raupen fressen während einer längeren Zeit insgesamt in weniger günstigen Temperaturen sogar mehr, da hier mehr Nahrung für den Betriebsstoffwechsel verbraucht wird.

Bei der praktischen Auswertung dient die Kotzahl in der Hauptsache zur Feststellung des Schädlingsbefalls, die Kotzählmethode ist im Freien unstreitig die vorteilhafteste. Die Be-

wertung des Kotes erfolgt nach Stadien getrennt (unter Berücksichtigung der altersspezifischen Zahlnorm und unter Einberechnung des Temperaturfaktors). Die Zahlen für die einzelnen Stadien bei bestimmter Temperatur sind aus Abb. 1 zu entnehmen, ein Beispiel der Berechnung der Raupenzahl siehe S. 191. Unter gleichen Temperaturverhältnissen, aber bei verschiedenem Alter der Raupen kann dieselbe Kotzahl zwischen 1020 und 4166 Raupen bedeuten. Ähnlich wichtig ist der Einfluß der Temperatur.

Um die Kotmenge praktisch für die Berechnung des Fraßschadens auswerten zu können, ist neben der Feststellung des Gewichtes die Kenntnis des Verhältnisses zwischen Kotgewicht und Nahrungsgewicht erforderlich. Dazu kommt noch die Umrechnung auf die an einem Baum bestimmter Qualität vorhandenen Nahrungsmenge, wie sie bei Lebedev und Savenkov durchgeführt ist.

Da wir bis heute noch nicht die Möglichkeit haben, eine ganz sichere Prognose über die Schädlingsvermehrung zu stellen, besitzt die direkte Festlegung des Schädlingsbefalls auf Grund von Kotmessungen eine besondere Bedeutung. Wenn die Beobachtungen des Kotfalles rechtzeitig und planmäßig durchgeführt werden, sind Prognosestellungen auf Grund von Klimamessungen überflüssig.

Literatur.

Berwig, W., 1931. Laboratoriumsversuche zur Bionomie und Bekämpfung der Forleule. Zeitschr. f. angew. Entomol. Bd. 17, H. 3.

Brecher, 1901. Beobachtungen über den Fraß des Kiefernspanners im Herbst 1900 und Vorbeugung. Deutsche Forstzeitung.

Cook, W., 1927. Some effects of alternating temperature on the metabolism of cutworm larvae. Journ. Econ. Entomol. Bd. 20.

Eidmann, H., 1933. Der Einfluß alternierender Temperaturen auf die Eiraupe der Forleule *(Panolis flammea* Schiff.) nebst Bemerkungen über die epidemiologische Bedeutung dieses Stadiums. Forstwiss. Centralbl. Jahrg. 55, H. 6.

Escherich, K., 1912. Nonnenprobleme. Naturwissenschaftl. Zeitschr. f. Forst- u. Landwirtsch. Jahrg. 10, H. 2.

— 1931. Die Forstinsekten Mitteleuropas. Berlin, Paul Parey.

Eckstein, K., 1911. Beiträge zur Kenntnis des Kiefernspinners *Lasiocampa Gastropacha*, *Dendrolimus pini* L. Zool. Jahrb. System Bd. 31, H. 1.

— 1924. Bausteine zur Lebensgeschichte der Forleule. Zeitschr. f. angew. Entomol. Bd. 10, H. 2.

Goldschmidt, R., 1932. Untersuchungen zur Genetik der geographischen Variation, V. Analyse der Überwinterungszeit als Anpassungscharakter. Archiv f. Entwicklungsmechanik d. Organismen Bd. 126, H. 4.

Gößwald, K., 1932. Ökologische Studien über die Ameisenfauna des mittleren Maingebietes. Zeitschr. f. wissensch. Zool. Bd. 142, H. 1/2.

— 1934a. Die Wirkung des Kontaktgiftes Pyrethrum auf Forstschädlinge unter dem Einfluß der physiologischen Disposition der Schädlinge und der Einwirkung ökologischer Außenfaktoren. Zeitschr. f. angew. Entomol. Bd. 20, H. 4.

— 1934b. Zur Biologie und Ökologie von *Parasetigena segregata* Rond. und *Sarcophaga schützei* Kram. (Dipt.) nebst Bemerkungen über die forstliche Bedeutung der beiden Arten. Zeitschr. f. angew. Entomol. Bd. 21, H. 1.

Henze, A., 1931. Nonnenbekämpfung II. Forstliche Wochenschrift Silva Jahrg. 19.
Kalandadze, L., 1927. Die Wirkung von Arsenpräparaten auf die wichtigsten Forstschädlinge. Zeitschr. f. angew. Entomol. Bd. 18, H. 1.
Kojima, T., 1933. Studien zur Ökologie des Kiefernspinners *Dendrolimus pini* L. (Der Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Sterblichkeit und Entwicklungsdauer.) Zeitschr. f. angew. Entomol. Bd. 20, H. 3.
Lebedev, A. G., und Savenkov, A. N., 1930. Einige neue Ergebnisse aus der Biologie und Physiologie des Kiefernspinners. Zeitschr. f. ang. Entomol. Bd. 16, H. 1.
— 1932. Die Nahrungsnormen des Kiefernspinners. Zeitschr. f. angew. Entomol. Bd. 19.
Rhumbler, L., 1929. Zur Begiftung des Kiefernspanners (*Bupalus piniarius* L.) in der Oberförsterei Hersfeld Ost 1926. Zeitschr. f. angew. Entomol. Bd. 17, H. 3.
Schwerdtfeger, F., 1930a. Beobachtungen und Untersuchungen zur Biologie und Bekämpfung des Kiefernspanners während des Fraßjahres 1929 in der Letzinger Heide. Zeitschr. f. Forst- u. Jagdwesen Jahrg. 62, Heft 2.
— 1930b. Untersuchungen über die Dauer des Eistadiums, Wachstums und Stoffwechsel des Kiefernspanners (*Bupalus piniarus* L.). Zeitschr. f. angew. Entomol. Bd. 16, H. 3.

Über die physiologische Wertbestimmung von Pyrethrumpulvern.

Von

Heinrich Kemper.

(Aus der Preußischen Landesanstalt für Wasser-, Boden- und Lufthygiene, Zoolog. Abt., Berlin-Dahlem.)

(Mit 1 Abbildung.)

Bei der Bekämpfung der gesundheitschädlichen Arthropoden stellen das Pyrethrumpulver selbst und die aus ihm extrahierbaren wirksamen Bestandteile neben den gasförmigen Präparaten schon seit langem die am meisten gebrauchten Mittel dar. Die Phytopathologie ist dagegen erst in letzter Zeit dazu übergegangen, das Pulver in größerem Umfange für seine Zwecke zu verwenden. Die Ergebnisse der bisherigen Großversuche in der Land- und Forstwirtschaft lassen nach dem Urteil verschiedener Autoren erkennen, daß die Pyrethrumpräparate berufen sein werden, die arsenhaltigen Mittel in gewissem Umfange zu ersetzen (vgl. Escherich 1932, Gößwald 1933 u. 1934 und Gößwald und Zwölfer 1933). Mit der Großanwendung im Pflanzenschutz wird sich die Nachfrage nach dem Pulver erheblich steigern und dies wird vermutlich den Anlaß geben, erneut zu versuchen, die als Ausgangsprodukt in Frage kommenden Kompositen, hauptsächlich *Pyrethrum cinerariaefolium,* ferner *P. roseum* und *P. carneum,* auch in Deutschland anzubauen (vgl. Beger 1927). Die wenig guten Erfolge, die man in früheren Jahren bei dem Anbau besonders in unseren Nachbarländern, Frankreich und der Schweiz, erzielt hat, dürfen meines Erachtens unsere heimische Landwirtschaft nicht von dem Versuch abschrecken, sich hinsichtlich des Pyrethrumverbrauches möglichst weitgehend vom Ausland unabhängig zu machen. Denn es wurden gerade in den letzten Jahren viele neue Erkenntnisse gewonnen über die Ansprüche der Pflanze an Bodenbeschaffenheit, Kultur usw. sowie über die vorteilhafteste Art der Gewinnung und Verarbeitung der Blüten.

Da die insektizide Wirksamkeit des Pyrethrumpulvers in hohem Maße von der Herstellungsweise und den Kulturbedingungen der

Stammpflanze abhängt und da ferner das Pulver leicht verfälscht werden kann, so ist es nach dem Vorhergesagten heute mehr als früher von Wichtigkeit, ein geeignetes Verfahren zur Qualitätsbestimmung zu kennen. Das gilt einmal für den Hersteller der Mittel, dem der Einkauf der Blüten oder des Pulvers obliegt, sodann für die Verbraucherkreise, die auf eine hohe und möglichst gleichbleibende Wirksamkeit der ihnen gelieferten Präparate Wert legen müssen und endlich für denjenigen, der sich mit dem Anbau der Pflanzen befassen und die dafür günstigste Bodenbeschaffenheit usw. erproben will.

In der umfangreichen Literatur über Pyrethrumpulver finden sich aus früherer und auch aus neuerer Zeit Beschreibungen einer großen Anzahl von Methoden zur Wertbestimmung des Pulvers. Wir können diese einteilen in mikroskopische, chemische und physiologische Verfahren. Hier sollen uns im wesentlichen nur die letztgenannten beschäftigen. Doch mögen zuvor auch über die anderen einige Worte gesagt werden.

Bei der früher vielfach gebräuchlichen Durchführung der mikroskopischen Untersuchung ging man von der Meinung aus, daß die insektiziden Stoffe an bestimmte Teile der Pyrethrumblüten, insbesondere an die Pollenkörner gebunden seien und machte dann das mikroskopisch feststellbare, mehr oder weniger zahlreiche Vorkommen gerade dieser Blütenbestandteile in einer Pulverprobe zum Maßstab für die Qualität derselben. Nachdem aber später erkannt worden war, daß alle Teile der Blüte, wenngleich in etwas verschieden starkem Maße die wirksamen Substanzen enthalten, und daß Blüten verschiedener Ernten, verschiedener Herkunft usw. eine weitgehend verschiedene Wirksamkeit aufweisen können, mußten die Pollenzählmethode und andere ähnliche Verfahren als Mittel zur Beurteilung der Wirksamseit aufgegeben werden (vgl. dazu Juilett, Everlange und Ancelin 1924, Fryers, Tattersfield und Gimingham 1928 und McDonnell und seine Mitarbeiter 1930). Trotzdem kann auch heute noch eine exakte mikroskopische Untersuchung des Pulvers als ein geeignetes Verfahren zur Erkennung einiger grober Verfälschungen angesehen werden. Insbesondere läßt sich auf mikroskopischem Wege leicht und sicher feststellen, ob dem Blütenpulver in größerer Menge die nur wenig wirksamen Stengel der gemahlenen Pyrethrumstaude zugesetzt worden sind. Dagegen läßt sich eine etwaige Beimischung der Blüten einiger verwandter aber nicht wirksamer Kompositen wegen der großen Ähnlichkeit der einzelnen Blütenorgane nicht mit hinreichender Sicherheit erkennen. Bezüglich näherer Einzelheiten über die vorkommenden Verfälschungen und die mikroskopischen Merkmale zu ihrer Erkennung sei auf die eingehende und mit zahlreichen Literaturhinweisen versehene Arbeit von McDonell und seinen Mitarbeitern (1926) verwiesen.

Bedeutend bessere Aufschlüsse vermag uns die chemische Untersuchung des Pulvers zu geben. Die verschiedenen älteren Verfahren,

wie die Aschenanalyse und die qualitative und die quantitative Untersuchung des Ätherextraktes, die im wesentlichen dem chemischen Nachweis von Verfälschungen dienten, brauchen hier nicht näher erörtert zu werden, da sie bereits von McDonnell und seinen Mitarbeitern (1926) sowie von Saling (1928) zusammengestellt und kritisch bewertet worden sind. Einen sehr wichtigen Fortschritt in unserem Wissen über das Pyrethrumpulver und seine Wirksamkeit brachten die Untersuchungen von Staudinger und seinen Mitarbeitern (1924 und 1927) und von Harder (1927). Diese fanden nach einigen Vorarbeiten durch andere Forscher, daß die wirksamen Bestandteile des Pyrethrumpulvers zwei Ester sind, die sie als Pyrethrin I bezw. Pyrethrin II [1]) bezeichneten. Sie beschrieben dann zwei Methoden zur quantitativen Bestimmung dieser Pyrethrine. Später haben amerikanische Forscher (Tattersfield und seine Mitarbeiter, und Gnadinger und Corl eifrig an dem Ausbau und der Vereinfachung der chemischen Prüfungsmethoden weitergearbeitet, wobei sie sich zum Teil eng an die Staudingerschen Verfahren anlehnten und zum Teil ganz andere Wege gingen.

Nach Gnadinger (1933) gibt es heute für die quantitative Pyrethringehaltsbestimmung 8 verschiedene chemische Methoden, von denen sich allerdings nur 3 grundsätzlich voneinander unterscheiden.

Für uns ist hier vor allem die Frage von Wichtigkeit, ob der chemisch feststellbare Pyrethringehalt als einwandfreier Wertmesser für die physiologische Wirksamkeit angesehen werden darf. Diese Frage wird von McDonell und seinen Mitarbeitern (1930), von Glaßford (1931) u. a. verneint, von Richardson (1931), Gnadinger (1933) u. a. dagegen bejaht. Das zeigt uns, daß sie heute noch nicht als endgültig gelöst angesehen werden darf. Zudem ist die Bestimmung des Pyrethringehaltes auch nach den vereinfachten Verfahren der amerikanischen Forscher noch kompliziert und zeitraubend und nur von einem geschulten Chemiker einwandfrei durchzuführen.

Aus diesen Gründen wird auch in Zukunft die physiologische Wertbestimmung des Pyrethrumpulvers durch den Tierversuch nicht entbehrt werden können. [2]) Die gleiche Ansicht vertreten auch Sprengel (1934) und Saling (1928), der noch auf die Möglichkeit hinweist, daß die chemisch nachgewiesenenen Pyrethrine vielleicht physiologisch unwirksame Verbindungen eingehen können.

---

[1]) Das Pyrethrin I ($C_{21}H_{30}O_3$) ist farblos, siedet bei 145—150°, hat glyzerinähnliche Konsistenz und weist einen schwachen Geruch auf. Das bedeutend weniger stark wirkende Pyrethrin II ($C_{22}H_{30}O_5$) ist ölig und gelb gefärbt und siedet bei 195°. Der Gesamtgehalt an Pyrethrinen schwankt bei guten Pyrethrumpulvern zwischen 0,5 und 1,2%.

[2]) Diese Schlußfolgerung hat nicht nur für das Pyrethrumpulver Berechtigung, sondern gilt, wie Stellwaag (1930) und Trappmann und Nitsche (1933) betonen, auch für andere insektizide Stoffe.

Bei allen physiologischen Wirksamkeitsprüfungen an Pyrethrumpulvern müssen wir uns vor Augen halten, daß dieses ein ausgesprochenes Kontaktgift ist. Bei ihm lassen sich daher die Methoden nicht anwenden, die zur Prüfung von Fraßgiften (vgl. Campbell 1929, Stellwaag 1929, 1930 u. 1931, Görnitz 1933 und Trappmann und Nitsche 1933) oder zur Beurteilung von Atemgiften (gasförmigen Mitteln) ausgearbeitet worden sind.

Die älteren Autoren, die sich mit der physiologischen Wertbestimmung des Pyrethrumpulvers befaßt haben, sind meist so vorgegangen, daß sie ihre Versuchstiere, Fliegen Schaben od. a. mit einer nicht angegebenen Menge des Pulvers bestäubten und dann die Zeit, innerhalb welcher sich die lähmende oder tödliche Wirkung einstellte, zum Maßstab für die Wirksamkeit des Pulvers machten. Meine an verschiedenen Pulvern und verschiedenen Schädlingsarten gewonnenen Erfahrungen haben gezeigt, daß bei Applikation auch sehr verschieden großer Pyrethrummengen, sofern sie oberhalb einer bestimmten Grenze liegen, der Eintritt der ersten Störungen oder des Todes zeitlich überhaupt nicht oder nur wenig verschieden ist. Schon daraus folgt, daß ein Verfahren, welches ohne Berücksichtigung der den Tieren verabreichten Pulvermenge nur die Inkubations- oder die Giftwirkungszeit (im Sinne Stellwaags 1929) feststellt, als ungeeignet angesehen werden muß. Nach meinen bisherigen Beobachtungen scheinen aber mit gewissen Einschränkungen (siehe weiter unten S. 220) dann die Inkubations- und Giftwirkungszeiten einen brauchbaren Gradmesser für die Wirksamkeit des Pulvers darzustellen, wenn den Versuchstieren Mengen appliziert werden, welche nicht allzuweit von der Dosis letalis minima abweichen. Ich verstehe darunter Mengen, welche etwa ein Drittel bis das Dreifache derselben ausmachen.

Die verschiedenen Versuche, in denen ältere Autoren die Giftwirkung des Pyrethrumpulvers oder einzelner seiner Bestandteile dadurch studierten, daß sie es Wirbeltieren injizierten, können hier unberücksichtigt gelassen werden, weil sie wohl für pharmakologische, nicht aber auch für angewandt-entomologische Fragestellungen von größerer Bedeutung sind.

Das erstrebenswerte Endziel bei der Suche nach einer einwandfreien Wertbestimmungsmethode für das Pyrethrumpulver ist die exakte und auch in der Praxis leicht und einwandfrei durchzuführende Feststellung der Dosis minima letalis wenigstens für eine Insektenart. Wenn wir dieses Ziel erreicht hätten, dann könnten wir die betreffende Tierart als Standardtier für alle weiteren Wirksamkeitsprüfungen benutzen und brauchten die übrigen Schädlingsarten nur einmal daraufhin zu untersuchen, in welchem Grade bei ihnen die Anfälligkeit gegenüber dem Pyrethrumpulver an sich stärker oder schwächer ist, als bei dem Standardtier. Denn die bisher gemachten Beobachtungen verschiedener Autoren lassen übereinstimmend erkennen, daß das Verhältnis der Widerstandsfähigkeit verschiedenen Qualitäten des Pyrethrumpulvers

gegenüber bei allen Insektenarten und wahrscheinlich auch bei allen Tierarten praktisch gleich ist, wie sich ja auch gezeigt hat, daß die einzelnen Vergiftungssymptome bei fast allen Arten annähernd gleichartig verlaufen (es zeigen sich fast immer nacheinander Erregung, Krämpfe, Lähmung und Tod bezw. Wiedererholung, vgl.: Kemper 1933).

Der erste, der eine Methode zur Feststellung der Dosis letalis minima beschrieben hat, war meines Wissens Saling (1928). Er extrahierte 8 g Pyrethrumpulver mit 20 g Paraffinum liquidum DAB eine Stunde lang im Wasserbad bei 100°, filtrierte dann und brachte darauf von der so gewonnenen Flüssigkeit mittels feiner Glaskapillaren meßbare Menge in oder an die Mundwerkzeuge seiner Versuchstiere (amerikanische Schaben und Fliegen). Weiterhin führte er mit diesem Pyrethrinölextrakt einige Subkutaninjektionen bei den gleichen Versuchstierarten aus. Diese Injektionen zeitigten eine bedeutend intensivere Wirkung als die perorale Verabreichung.

Eine weitere Methode beschreibt Goetze (1932). Er benutzte als Versuchstiere Honigbienen, die er einzeln in kleine Gazekäfige hineinbrachte. Dann steckte er in jeden dieser Käfige ein Stück weit eine feine Meßpipette hinein. Diese enthielt eine bestimmte Menge einer wässerigen Honiglösung, in welcher eine genau dosierte Giftmenge enthalten war. Ob in dem Honigwasser das Pyrethrumpulver selbst suspendiert war, oder ob ein Pulverextrakt darin gelöst war, ist nicht angegeben. Die Bienen sogen dann aus der Kapillare eine ablesbare Menge der Lösung und wurden in der Folgezeit in ihrem Verhalten beobachtet. Als Maßstab für die Wirksamkeit des Präparates diente dann der Eintritt unkoordinierter Bewegungen der Extremitäten, und der „absoluten Bewegungslosigkeit", sowie die freiwillig in einer längeren Zeit aufgenommene Flüssigkeitsmenge.

Diesen beiden Verfahren kommt besonders in theoretischer Hinsicht eine große Bedeutung zu; ich glaube aber nicht, daß sie in größerem Umfange Eingang in die Praxis finden werden. Denn zunächst haftet beiden der Nachteil an, den alle Individualversuche (Stellwaag 1930) aufweisen, daß sie den individuellen Verschiedenheiten der einzelnen Versuchstiere nur schwerlich in genügendem Maße Rechnung tragen können. Nach der Meinung Trevans (1927), der sich auch Stellwaag (1930) anschließt, sind für die Erzielung eines zuverlässigen Ergebnisses mindestens 30 Versuchstiere erforderlich. Wollte man aber jede einzelne der zu untersuchenden Pyrethrumpulverproben nach den Methoden von Saling oder Goetze an mehreren Reihen von jedesmal 30 Versuchstieren prüfen, so würden die ganzen Verfahren für die Praxis meines Erachtens viel zu kompliziert und zu zeitraubend werden. Weiterhin muß darauf hingewiesen werden, daß das Pyrethrumpulver bezw. das Extrakt aus demselben bei der Methode von Saling und bei der Methode von Goetze den Versuchstieren peroral verabreicht wird und daß dies der in der Praxis üblichen Appli-

kationsweise nicht entspricht.[1]) Nun ist es aber zum mindesten denkbar, daß bei einem Teil der Versuchstiere, denen man gleiche Pyrethrummengen peroral verabreichte, das Gift vom Körper restlos aufgenommen wird, während es bei den übrigen zu einem mehr oder weniger großen Teil nicht resorbiert den Darm wieder verläßt. Ein solcher Unterschied könnte seinen Grund in einer Verschiedenheit des Ernährungszustandes der Tiere oder in anderen nur schwerlich genau zu erfassenden Faktoren haben und müßte bei Verwendung einer zu geringen Versuchstieranzahl zu erheblichen Fehlschlüssen führen.

Bei der subkutanen Injektion des Pyrethrumextraktes, wie sie von Saling ausgeführt wurde, fällt zwar dieser letzte Einwand fort; solche Injektionen haben aber den großen auch von dem Autor selbst keineswegs verkannten Nachteil, daß sie ohne eine für kleine Tiere schwer ins Gewicht fallende Verletzung nicht durchzuführen sind und dürften schon aus diesem Grunde für die Praxis nicht in Frage kommen.

Ein weiteres Verfahren zur Wirksamkeitsprüfung von Pyrethrum pulver beschreibt endlich noch Goetze (1932). Er bringt je 20 Kornkäfer mit jeweils der gleichen Pulvermenge für 24 Stunden in Glasröhrchen von gleichem Durchmesser, isoliert sie dann von dem Pulver und bringt sie nun in saubere mit Watte verschlossene Röhrchen. Darauf legt er die Gläschen mit den vorher auf dem Boden zusammengeschüttelten Käfern auf Millimeterpapier vorsichtig um und benutzt schließlich die Länge des Weges, den die begifteten Käfer vor Eintritt der Bewegungslosigkeit in der Richtung zur Glasöffnung im Höchstfall noch zurücklegten, in reziprokem Sinne als Maßstab für die Wirksamkeit des benutzten Pulvers.

Hier wird also (nicht die letale Dosis, sondern) letzten Endes die bis zum Eintritt der Bewegungslosigkeit (Knockout-Punkt) verstreichende Zeit festgestellt und als Gradmesser für den Wert des Pulvers benutzt. Dies ist nach dem oben Gesagten aber nur dann zulässig, wenn die verabreichte Pulvermenge annähernd so groß ist wie die Dosis minima letalis, und auch dann nur mit gewissen Einschränkungen (siehe weiter unten S. 220). Dennoch erscheint mir dieses Verfahren vor allem wegen seiner bequemen Durchführbarkeit für eine orientierende Wertbestimmung recht geeignet zu sein. Es versagt meines Erachtens aber dann, wenn feinere Wirksamkeitsunterschiede bei zwei oder mehreren Pulverproben festzustellen sind. Denn dafür dürfte die Ablesemethode wohl zu grob und zu sehr von Zufälligkeiten abhängig sein.

---

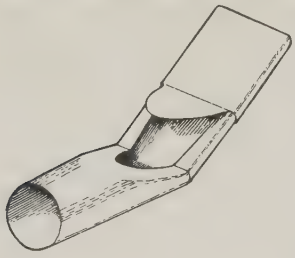
[1]) Wenngleich bei den mit dem Pulver bestäubten Schaben auch stets die Beobachtung zu machen ist, daß sie durch das Säubern der Fühler und der andern Gliedmaßen einen Teil des Pulvers in ihre Mundöffnung hineinbringen und wenn auch vielleicht angenommen werden kann, daß sie dadurch die Giftwirkung erheblich steigern, so lehren doch die an nicht fressenden Insekten gemachten Feststellungen und speziell der Versuch von Krüger (1931) am Mehlkäfer, daß eine perorale Aufnahme für die Wirkung durchaus nicht erforderlich ist.

(Die verschiedenen Methoden, die besonders seitens amerikanischer Forscher für die Wirksamkeitsprüfung von pyrethrumhaltigen Spraymitteln ausgearbeitet worden sind, mögen hier unberücksichtigt gelassen werden.)

Die drei im folgenden beschriebenen Prüfungsverfahren, die nach der Stellwaagschen Terminologie als Serienversuche bezeichnet werden können, haben gegenüber den Methoden von Saling und Goetze den Vorteil, daß bei ihnen eine unbeschränkt große Anzahl von Versuchstieren verwendet werden kann. Sie haben hingegen den Nachteil, daß sie über die von den Tieren aufzunehmende Dosis letalis minima direkt nichts auszusagen vermögen. Dieser Nachteil wird aber meines Erachtens in einem für die Praxis ausreichendem Maße dadurch ausgeglichen, daß die Verfahren es gestatten, die anzuwendende Pulvermenge genau zu dosieren und sie in Beziehung zu setzen zur Größe des die Versuchstiere umgebenden Mediums (Luft oder Wasser) bezw. zur Größe der die Tiere tragenden Grundfläche.

Die beiden ersten Verfahren sind in der Preußischen Landesanstalt für Wasser-, Boden- und Lufthygiene bei den gutachtlichen Prüfungen von Pyrethrumpulvern schon seit langem in Gebrauch und haben sich durchweg gut bewährt.

I. Verfahren: Bei einem Versuchsraum (ehemaligem Abzug von 1,20 m Länge, 0,70 m Breite und 1,60 m Höhe also rund 1,35 cbm Rauminhalt), von dessen 6 Außenwänden 3 aus Glas und 3 aus Kacheln bestehen, ist in der Mitte der einen schmalen Seitenwand ein kräftiger Blasebalg so eingebaut, daß seine Austrittsöffnung einige Zentimeter weit in den Raum hineinragt. Über diese Öffnung läßt sich eine aus glattpoliertem Zinkplech hergestellte Hülse stülpen, die vorn eine lichte Weite von 3 cm aufweist, zur andern Seite hin bis zu einer in senkrechter Richtung gemessenen lichten Weite von 4 mm zusammengedrückt ist und dann in einen schräg nach oben gebogenen und mit nach oben und dann nach innen umgebogenen Seitenrändern versehenen Teller übergeht. In diese Hülse wird dort, wo sie in den Teller übergeht, eine abgewogene Pulvermenge hineingebracht, und dann wird, wie es in der Abbildung angedeutet ist, über den Teller und einen Teil der Hülse eine zweite Hülse geschoben, so daß ein geschlossenes Rohr entsteht. Nachdem eine hinreichend große Anzahl der Versuchstiere in den Abzug hineingebracht, und dieser dann geschlossen worden ist, wird durch einen kräftigen Blasebalgstoß das Pulver in den Raum hineingetrieben, und durch fünf weitere schnell hintereinander ausgeführte starke Stöße wird in demselben ein starker Luftwirbel erzeugt.[1]) Genau zwei Minuten



[1]) Es wurden auch Versuche mit einer anderen Verteilungsvorrichtung angestellt, die dem vom Campbell zuerst beschriebenen und dann auch von Stellwaag in verbesserter Form angewendeten Apparat nachkonstruiert war.

nach dem Hineinblasen des Pulvers wird über dem Boden des Versuchsraumes ein entsprechend großes Stück Papier gedeckt. Vorher war festgestellt worden, wieviel gelähmte Tiere sich schon auf dem Boden befinden. Es handelt sich dabei höchstens um vereinzelte Exemplare, meistens befinden sich nach dieser Zeit noch alle Tiere in dem oberen Luftraum bezw. an den Wänden oder an der Decke. Dieses Überdecken mit dem Papier hat folgende Bedeutung: Nach zwei Minuten ist der weitaus größte Teil des Pulvers bereits zu Boden gesunken. Die meistens kurz darauf flugunfähig herabfallenden Tiere würden also auf eine verhältnismäßig dicke Pulverschicht fallen und dann bei ihrem Umhersurren auf dem Boden mit dem Pulver noch nachträglich stark und vor allem je nach der Lebhaftigkeit ihrer Bewegungen verschieden stark in Berührung kommen. Die daraus sich ergebende Fehlerquelle kann durch das erwähnte Überdecken der Staubschicht weitgehend ausgeschaltet werden.

Die Feststellungen der einzelnen Vergiftungserscheinungen und des Zeitpunktes ihres Auftretens bereitet keine Schwierigkeiten.

Die außerordentlich wichtige Frage, ob und bis zu welchem Grade durch die besprochene Verstäubungsmethode eine gleichmäßige Verteilung des Pulvers im Raume erzielt wird, habe ich in enger Anlehnung an das von Campbell und Stellwaag beschriebene Verfahren dadurch zu lösen versucht, daß ich an verschiedenen Stellen des Raumes in horizontaler Lage Deckgläschen anbrachte, die mit einem Klebstoff bestrichen waren und die nach der Bestäubung unter dem Mikroskop auf die Menge der auf ihnen abgelagerten Staubteilchen hin untersucht wurden. Es zeigte sich dabei folgendes: Durch den starken Luftwirbel verteilen sich die feinen Staubteilchen so, daß alle Deckgläschen, die in gleicher Höhe angebracht gewesen waren, gleichmäßig stark von ihnen bedeckt werden. Dadurch, daß verschieden hoch angebrachte Deckgläschen mittels einer ad hoc konstruierten Vorrichtung in bestimmten Zeitabständen vom Versuchsbeginn gleichzeitig überdacht wurden, konnte dann festgestellt werden, daß in der ersten Zeit, etwa in der ersten halben Minute, nach Beendigung des Hineinblasens die einzelnen Pulverteilchen auch in der vertikalen Richtung praktisch noch gleichmäßig verteilt sind.[1]) Aber schon kurz darauf sind infolge

Von dem Blasebalg bezw. einem an seiner Stelle angebrachten Handgebläse ging ein horizontal geführtes Glasrohr bis in die Mitte des Versuchsraumes, war dort rechtwinklig nach oben umgebogen und trug an seinem Ende die Campbellsche Verteilungsvorrichtung. Die Verstäubung mit dieser Einrichtung zeitigte hinsichtlich der gleichmäßigen Verteilung des Pulvers zum mindesten keine besseren Resultate, als das oben beschriebene Verfahren. Ich führe das in erster Linie darauf zurück, daß in diesem Falle der kräftige Luftwirbel in dem Versuchsraume fehlt. Da diese Verstäubungsmethode außerdem auch komplizierter zu handhaben ist als die oben beschriebene, wurde sie wieder aufgegeben.

[1]) Bei gut gemahlenen und einwandfrei trockenen Pyrethrumpulvern läßt sich vor allem wegen des geringen Gewichtes und der geringen Teilchengröße eine feine und gleichmäßige Verteilung durchweg viel leichter erzielen als etwa bei Arsenpräparaten.

des Niedersinkens in den unteren Partien weit mehr Pulverteilchen vorhanden als in den oberen. Die in verschiedener Höhe angebrachten und nicht überdacht gewesenen Deckgläschen zeigten schließlich nach dem völligen Niedersinken des Pulvers einen Belag, dessen Stärke ziemlich genau umgekehrt proportional der Höhe war, in der sie aufgestellt gewesen waren.

Dieses Wertprüfungsverfahren, das von allen mir bekannten den bei der praktischen Anwendung des Pulvers vorliegenden Verhältnissen am nächsten kommt, läßt sich wegen der in vertikaler Richtung ungleichmäßigen Verteilung der einzelnen Staubteilchen nur bei Versuchen mit solchen Tieren anwenden, die sich an den senkrechten Wänden oder an die Decke des Versuchsraumes, nicht aber auf den Boden desselben, zu setzen pflegen und die ferner stets lebhaft umherfliegen oder wenigstens durch den beim Hineinblasen erzeugten Luftwirbel zum Auffliegen veranlaßt werden. Denn nur bei ihnen ist dann, wenn sie sich nach Niedersinken der Staubwolke wieder an der Decke oder an den vertikalen Wänden niederlassen, die Gewähr dafür gegeben, daß sie von einer bestimmten und annähernd gleichgroßen Pulvermenge getroffen worden sind. Tiere, die diesen Ansprüchen genügen, sind z. B. Stechmücken, Stubenfliegen und Stechfliegen.

Zu beachten ist bei Durchführung dieser Methode, daß die Wände des Versuchsraumes absolut trocken sein müssen, weil andernfalls ein nicht berechenbarer Teil des angewandten Pulvers an ihnen haften bleibt. Aus dem gleichen Grunde sind Versuchsräume mit rauhen Innenwandungen unbrauchbar. Die Zahl der Versuchstiere muß gerade bei diesem Prüfungsverfahren besonders groß gewählt werden, damit die Fehlerquellen, die sich aus dem verschieden starken Umherfliegen der Tiere und anderen ähnlichen Faktoren ergeben, so weitgehend wie möglich ausgeglichen werden.

II. Verfahren: Dies zweite von mir zur Wertbestimmung von Pyrethrumpulver durchgeführte Verfahren entspricht ziemlich genau demjenigen, welches Lang und Welte (1930) zu ihrer Untersuchung staubförmiger Erdflohmittel benutzten. Die von mir verwendeten Glasglocken haben einen Innendurchmesser von 35 cm und eine Höhe von 27 cm und werden mit ihrem geschliffenen und mit Vaseline bestrichenen Rand auf Glasplatten gestellt, die mit Fließpapier überdeckt sind. Durch den zweimal durchbohrten Gummistopfen gehen zwei außen rechtwinklig umgebogene Glasröhren. Die erste derselben hat eine lichte Weite von 10 mm und trägt 5 mm unter ihrem bis auf 4 mm verjüngten Ende in der Glocke als Verteiler eine aus poliertem Messing hergestellte und mit einem Spitzkegel versehene Halbkugel von 3 cm Durchmesser. In das andere Ende dieses Rohres wird das zur Aufnahme des Pulvers dienende Wägeschiffchen hineingeschoben. Das zweite Rohr hat eine lichte Weite von 7 mm und dient dem Druckausgleich. Das Hineinblasen des Pulvers in die Glocke geschieht wiederum mittels eines kräftigen Blasebalgs, der mit einem Gummi-

schlauch angeschlossen wird. Es empfiehlt sich mit dem Blasebalg einen vollen aber nur mäßig raschen Stoß auszuführen.

Nach der oben bereits beschriebenen Methode mit den bestrichenen Deckgläschen konnte festgestellt werden, daß die Ablagerung der Pulverteilchen auf der Bodenfläche — nur auf diese kommt es hier an — praktisch völlig gleichmäßig erfolgt.

Zur Prüfung von Pyrethrumpulvern mit dieser Apparatur eignen sich Versuchstierarten, die sich auf dem Boden aufhalten und nicht oder doch nur in geringem Maße das Bestreben haben, an den Glaswänden emporzulaufen, also z. B. Raupen, Kellerasseln, einige Käferarten usw. Ich habe dies Verfahren auch mit recht befriedigendem Erfolg zu Versuchen mit Schaben benutzt. Hierbei mußte mit dem Einblasen des Pulvers bis zu einem Zeitpunkt gewartet werden, in dem sich alle Tiere am Boden befanden.

Es sei noch besonders darauf hingewiesen, daß die Innenwände der Glocken und insbesondere auch die zum Hineinblasen des Pulvers dienenden Glasröhren bei Durchführung der Versuche absolut trocken sein müssen, weil sonst größere und nicht abschätzbare Mengen an bezw. in ihnen haften bleiben können.

Die am meisten ins Gewicht fallende Fehlerquelle ist bei diesem Verfahren dadurch gegeben, daß die einzelnen Versuchstiere auf dem Fließpapier verschieden stark umherkriechen oder umherlaufen und dadurch mit verschieden großen Mengen des dort abgelagerten Pulvers in Berührung kommen können. Es ist deswegen hier mit besonderem Nachdruck die an sich selbstverständliche Forderung aufzustellen, daß nur biologisch gleichwertige, völlig gesunde und damit annähernd gleich bewegliche Tiere verwendet werden. Die oben erwähnte Fehlerquelle läßt sich weitgehend dadurch ausschalten, daß man die Tiere kurze Zeit nach dem Niedersinken des Pulvers — ich schlage vor: 2 Minuten nach dem Hineinlassen — von der bestäubten Fläche entfernt und auf reines Fließpapier bringt. Dies Vorgehen scheint mir aber aus verschiedenen Gründen nicht in allen Fällen und bei allen Versuchstieren angebracht zu sein. Wenn es verwirklicht wird, so ist dies natürlich bei der Beurteilung des betreffenden Pulvers mitanzugeben.

III. Verfahren: Zu dem jetzt zu besprechenden dritten Prüfungsverfahren wurde ich durch die Erfahrungen geführt, die ich bei meinen früher mit Fischen und anderen Wassertieren durchgeführten Versuchen (Kemper 1933) gemacht habe. Bei diesen Versuchen, die u. a. der Frage nach der Einwirkung des Wassers und seiner verschiedenen Eigenschaften auf das Pyrethrumpulver nachgingen, hatte mir von allen benutzten wasserbewohnenden Tierarten der überall leicht erhältliche dreistachliche Stichling *(Gasterosteus aculeatus)* als Versuchstier die besten Dienste geleistet, und ich halte ihn auch auf Grund späterer, speziell darauf eingestellter Beobachtungen für ein gut geeignetes Standardtier zur physiologischen Wirksamkeitsbestimmung des Pyrethrumpulvers.

Im einzelnen ist das Verfahren nach meinen Feststellungen am besten wie folgt durchzuführen: In eine Reihe kleiner Aquariengläser — die von mir verwendeten Gläser hatten eine Länge von 23 cm, eine Breite von 10 cm und eine Höhe von 23 cm — werden je 5 l Leitungswasser eingefüllt. Dann wird auf die Wasseroberfläche jedesmal eine abgewogene Pulvermenge aufgestreut. Der größte Teil desselben sinkt kurz darauf zu Boden, während vor allem die feineren Partikel zunächst als Staubschicht an der Oberfläche haften bleiben. Nachdem das Wasser einige Male ausgiebig aber vorsichtig umgerührt worden ist, werden genau eine Stunde nach Einbringen des Pulvers in jedes Glas 5 Stichlinge eingesetzt und dann in ihrem Verhalten beobachtet.

Es empfiehlt sich nicht mehr als 5 Versuchstiere je Glas zu verwenden, weil andernfalls insbesondere bei längeren Versuchsreihen die gleichzeitige Beobachtung der Tiere schwierig und damit in ihrer Genauigkeit beeinträchtigt wird. Ist eine möglichst exakte Wertbestimmung erforderlich, so sind die Versuche, auf die es ankommt, in genau gleicher Weise mehrmals zu wiederholen, um die sich aus der individuellen Verschiedenheit der Tiere ergebende Fehlerquelle auszuschalten.

Eine Durchlüftung der Versuchsaquarien darf weder vor noch nach dem Einsetzen der Fische stattfinden, weil sie nach meinen früher beschriebenen Beobachtungen die Wirksamkeit des Pulvers in einem nur schwer genauer festzustellendem Grade herabsetzt. Eine solche Durchlüftung ist auch, wie ich feststellen konnte, während der in Frage kommenden Versuchsdauer für die Fische keineswegs erforderlich.

Die Wassertemperatur soll 15—18 ° betragen. Geringfügige Abweichungen sind dabei belanglos. Doch ist darauf zu achten, daß das Wasser in den Behältern, in welchem sich die Fische vor Versuchsbeginn befanden, die gleiche oder eine etwas niedrigere Temperatur aufweist, weil sich im anderen Falle bei den Versuchstieren Schädigungen durch Erkältung einstellen können.

Zeigen die Stichlinge in den ersten 24 Stunden nach dem Einsetzen in die kleinen Aquarien keine Vergiftungssymptome, wie Gleichgewichtsstörungen und Krämpfe, so kann der betreffende Versuch abgebrochen werden, weil dann nicht mehr mit einer Wirkung zu rechnen ist. Im anderen Falle ist die Beobachtung bis zum Eintritt des Todes — erkennbar an der Bewegungslosigkeit der Kiemendeckel — oder bis zur Wiedererholung fortzusetzen.

Wenngleich bei meinen früheren Versuchen verschieden alte und verschieden große Stichlinge keinen Unterschied hinsichtlich der Empfindlichkeit gegenüber dem Pyrethrumpulver erkennen ließen, so empfiehlt es sich doch, nur ausgewachsene Exemplare zu verwenden. Insbesondere ist aber darauf zu achten, daß keine Tiere benutzt werden, die ein abnormales etwa ein mattes Verhalten an den Tag legen, die von Bandwürmern befallen sind (meist leicht an einer starken Schwellung der Bauchregion zu erkennen), die von Pilzen (Saprolegnien) be-

setzt sind oder die sonstwie Krankheitssymptome aufweisen. Wenn häufiger Pyrethrumwertbestimmungen durchzuführen sind, so ist es aus dem obengenannten Grunde ratsam, die Stichlinge stets in größerer Anzahl vorrätig zu halten, um die Fehlerquellen zu vermeiden, die sich bei Verwendung jedesmal neubeschafften und daher ungleichwertigen Versuchsmaterials ergeben. Die Haltung der Stichlinge macht nach meinen Erfahrungen keine Schwierigkeiten, wenn genügend große Aquarien und eine Durchlüftungseinrichtung zur Verfügung stehen.

Gegen das hier in Vorschlag gebrachte Prüfungsverfahren könnte zunächst der Einwand erhoben werden, daß die als Versuchstier verwendete Art in systematischer und biologischer Hinsicht von den die Praxis beschäftigenden Schädlingsarten so weitgehend verschieden ist, daß eine Übertragung der gewonnenen Ergebnisse auf diese unstatthaft wäre. Darauf ist zu erwidern, daß aus keinem der von anderen und von mir angestellten Versuchen sich irgendein Anhaltspunkt dafür ergeben hätte, daß die dem Pyrethrumpulver innewohnende toxische Wirksamkeit — auf diese allein kommt es an — bei Fischen eine grundsätzlich andere wäre, als bei den Insekten und daß andererseits viele Beobachtungen besonders über die einzelnen Vergiftungssymptome auf ein grundsätzlich gleiches physiologisches Verhalten dem Pulver gegenüber bei den in Frage stehenden Tiergruppen hindeuten. In diesem Zusammenhang sei auch darauf hingewiesen, daß andere Autoren, z. B. in neuerer Zeit Drake und Spies (1932), zur Wirksamkeitsprüfung insektizider Mittel als Versuchstiere ebenfalls Fische verwendet haben. Wenn ich also hier den Stichling und nicht irgendeine wasserbewohnende Insektenart etwa Culicidenlarven oder Wasserasseln in Vorschlag bringe, so geschieht das deswegen, weil ich auf Grund meiner Beobachtungen an vielen Wassertierarten zu der Ansicht geführt worden bin, daß Versuche mit ihm zu den zahlenmäßig einwandfreiesten Ergebnissen führen.

Weiterhin könnte gegen dieses Prüfungsverfahren eingewendet werden, das größtenteils bald zu Boden sinkende Pulver treffe die im Wasser umherschwimmenden Fische ungleichmäßig und dadurch seien Fehlerquellen bedingt. Demgegenüber sei auf meine früher mitgeteilte Feststellung hingewiesen, daß sich der gesamte Pyrethringehalt solcher Pulvermengen, wie sie hier in Frage kommen, schon in kurzer Zeit kolloidal (vgl. Buchmann 1932) im Wasser löst. Wenn also in den verschiedenen Regionen der Versuchsgläser nach der von mir oben geforderten einstündigen Wartezeit noch Unterschiede in der Giftkonzentration vorhanden wären, so würden diese durch das ebenfalls geforderte Umrühren des Wassers vor dem Einsetzen der Fische wohl völlig beseitigt sein.

Weil es meines Erachtens bei keinem der andern mir bekannten Prüfungsverfahren an Pyrethrumpulvern praktisch zu erreichen ist, daß die mit dem Körper der einzelnen Versuchstiere in Berührung kommende Giftmengen sich so weitgehend gleichen, als bei diesen, so halte ich

gerade dieses Verfahren dann für besonders geeignet, wenn es darauf ankommt, die physiologische Wirksamkeit einer Pulverprobe genau zu ermitteln. Über die praktische Brauchbarkeit als Schädlingsbekämpfungsmittel, die auch noch von anderen Faktoren, z. B. der Schwebefähigkeit, abhängt, vermag dieses Verfahren Endgültiges dagegen nicht auszusagen.

Es erhebt sich jetzt die Frage, welcher zahlenmäßig erfaßbare Wert bei den einzelnen der drei beschriebenen Verfahren als Gradmesser für die physiologische Wertbestimmung gewählt werden soll. Ausgehend von der Erfahrungstatsache, daß die Verabreichung einer bestimmten Pyrethrumpulvermenge bei allen daraufhin untersuchten Tierarten entweder verhältnismäßig schnell (z. B. im Vergleich zu Arsenpräparaten) oder überhaupt nicht tödlich wirkt, sehe ich bei allen drei Verfahren als den geeignetsten Wertmesser die kleinste Pulvermenge an, die notwendig ist, um alle Versuchstiere abzutöten. Diese „tödliche Mindestmenge" darf natürlich nicht mit der Dosis minima letalis verwechselt werden und hat nur dann Wert, wenn sie in Beziehung gesetzt wird zu einer bestimmten Raumgröße etwa einem Kubikmeter (I. Verfahren) oder zu einem bestimmten Flächenmaß etwa einem Quadratmeter (II. Verfahren) oder endlich zu einer bestimmten Wassermenge etwa einem Liter (III. Verfahren).

Nun liegt es im Wesen des physiologischen Versuches begründet und entspricht auch der allgemeinen Beobachtung, daß zwei genau gleiche an einem größeren Tiermaterial durchgeführte Verfahren niemals zu mathematisch gleichen Ergebnissen führen. Wenn also z. B. bei Durchführung der erstgenannten Methode nach Anwendung einer bestimmten Pulvermenge 100 % und bei Wiederholung desselben Versuches mit einem anderen Pulver nur 99 % der Tiere eingehen, so könnte die rein zahlenmäßige Auswertung dieses Ergebnisses leicht zu falschen Schlüssen führen. Um größere Fehlschlüsse dieser Art auszuschließen, erscheint es angebracht, neben der tödlichen Mindestmenge auch noch die Giftwirkungszeit, das ist die Zeit, die vom Augenblick der Verabreichung des Giftes bis zum Tode verstreicht, festzustellen und anzugeben.

In den meisten Fällen ist aber der zeitliche Beginn einer anderen Vergiftungserscheinung bequemer und auch zahlenmäßig exakter als der des Todes festzustellen. So kann man bei bestäubten Fliegen und Mücken leicht den Moment festlegen, in dem alle oder doch die meisten Versuchstiere zu Boden gefallen sind, bei den Schaben den Zeitpunkt, an dem diese endgültig die Rückenlage eingenommen haben und endlich bei Fischen den von fischereibiologischer Seite als Widerstandsgrenze bezeichneten Augenblick, in dem Gleichgewichtsstörungen auftreten. Wenngleich es auch sehr angebracht erscheint, daß bei der Begutachtung einer Pyrethrumpulverprobe der Zeitpunkt des Beginnes solcher Vergiftungserscheinungen mitangegeben wird, so dürfen entsprechende Feststellungen ohne gleichzeitige Berücksichtigung des

Todeseintrittes aus folgenden Gründen doch keineswegs als ausreichend angesehen werden. Zunächst können sich erfahrungsgemäß die meisten Tierarten nach Behandlung mit Pyrethrumpulver unter Umständen auch von einer schon weit vorgeschrittenen Lähmung nachträglich wieder vollständig erholen. Den Begriff des Knock-out-Punktes, wie er bei der Prüfung von Arsenpräparaten vielfach angewandt wird, können wir bei Pyrethrumversuchen also nicht benutzen. (Diese gleiche Auffassung vertritt auch Gößwald [1934], dessen Arbeit mir erst nach Abschluß meines Manuskriptes zur Kenntnis kam.) Weiterhin habe ich bei der bei amerikanischen Schaben durchgeführten Prüfung zweier reiner Pyrethrumpulverproben — die eine war dalmatinischer, die andere japanischer Herkunft — festgestellt, daß die lähmende und die tötende Wirkung hinsichtlich ihrer Schnelligkeit durchaus nicht parallel zu gehen brauchen. Es trat nämlich in diesem Falle bei Verwendung des einen Pulvers die Lähmung und bei Verwendung des anderen dagegen der Tod schneller ein. Solche Unterschiede werden sich besonders dann bemerkbar machen, wenn es sich um Pulver handelt, die nicht rein, sondern mit anderen insektiziden oder betäubenden Stoffen versetzt in den Handel gebracht werden. Endlich ist zu berücksichtigen, daß Angaben über den Eintritt des Todes für die Praxis weit wichtiger sind als solche über den Eintritt der Lähmung.

Bei der physiologischen Wirksamkeitsprüfung eines Pyrethrumpulvers nach dem von mir an dritter Stelle vorgeschlagenen Verfahren (für die beiden anderen gilt Endsprechendes) würde das kurz zu präzisierende Ergebnis etwa so lauten: Tödliche Mindestmenge für dreistachlige Stichlinge 18 mg/l, Tod nach 2—$2^3/_4$ Stunden, erste Gleichgewichtsstörungen nach 10—14 Minuten. Dabei wäre die an erster Stelle aufgeführte Angabe bei weitem am wichtigsten, dann folgte die zweite und endlich die dritte. Ein solches Ergebnis kann später jederzeit nachgeprüft und bei der Untersuchung einer anderen Pulverprobe zum Vergleich herangezogen werden, sofern die in Vorschlag gebrachten Einzelheiten der Versuchsanordnung und der Versuchsbedingungen genau eingehalten werden.

Literatur.

Beger, H., Über die Stammpflanzen der *Flores Chrysanthemi*. Z. f. Desinfektions- u. Gesundheitswesen 1927, Jg. 19, 100—104.

Buchmann, W., Untersuchungen über die Teilchengröße der wirksamen Substanz von wäßrigen Pyrethrum-Pulver-Suspensionen. Z. angew. Entom. 1932, Bd. 20, 136—149.

Campbell, F. L., Methoden zum Studium der Giftigkeit magengiftiger Insektizide. Anz. f. Schädlingsk. 1929, Jg. 5, 133—139.

Drake, N. L., und Spies, J. R., The Toxicity of certain Plant Extracts to Goldfish. Journ. Econ. Entom. 1932, Bd. 25, 129—133.

Escherich, K., Los vom Arsen im Forstschutz. Der Deutsche Forstwirt Jg. 1932. S. 103—104.

Fryer, J. C. T., Tattersfield, F., und Gimingham, C. T., English-grown Pyrethrum as an Insecticide. Ann. Appl. Biol. 1928, Bd. 15, 423—445.

Glassford, J., Insecticide and Desinfecting Review. Soap 1931, Bd. 2, 107—109.
Gnadinger, C. B., und Corl, C. S., Studies an Pyrethrum flowers. Journ. Amer. Chem. Soc. 1929 und 1930, Bd. 51, 3054—3064; Bd. 52, 680—684, 684—688, 3300—3307.
Gnadinger, C. B., Pyrethrum Flowers. Minneapolis (Minnesota) 1933. (Mc Laughlin Gormley King Co.)
Goetze, G., Zwei neue Methoden zum quantitativen Studium der Giftigkeit von Insektiziden. Anz. f. Schädlingsk. 1932, Jg. 8, 54—57.
Gößwald, K., Pyrethrum. Anz. f. Schädlingsk. 1933, Jg. 9, 56—57.
— — Die Wirkung des Kontaktgiftes Pyrethrum auf Forstschädlinge unter dem Einfluß der physiologischen Disposition der Schädlinge und der Einwirkung von ökologischen Außenfaktoren. Z. angew. Entomol. 1934, 20, 489—530.
Gößwald, K., und Zwölfer, W., Das Pyrethrumkontaktgift „Dusturan" als neues Kampfmittel gegen forstliche Großschädlinge. Anz. f. Schädlingsk. 1933, Jg. 9, S. 73—77.
Görnitz, K., Methoden zur Prüfung von Pflanzenschutzmitteln IV. Neue Apparate und Methoden. Mitt. a. d. Biol. Reichsanst. 1933, Nr. 46, 1—59.
Harder, H., Über die Bestimmungen der wirksamen Bestandteile des Insektenpulvers und über die Herstellung technisch haltbarer Pyrethrinlösungen. Diss. Techn. Hochschule. Zürich 1927.
Juillet, A., d'Everlange, M., und Ancelin, M., Le Pyrèthre insecticide de Dalmatie. Origine, culture, principes actifs, applications à l'agriculture. Min. Com. et Indust. Off. Nat. Matières Veg. (France) 1924, Not. 16, 1—236.
Kemper, H., Versuche über die Wirkung von Pyrethrumblütenpulver auf Tiere verschiedener Klassen mit besonderer Berücksichtigung der wasserbewohnenden Arten. Zugleich ein Beitrag zur Frage der Anwendbarkeit des Pulvers bei der Bekämpfung tierischer Schädlinge in Wasserversorgungs- und Abwasserbeseitigungsanlagen. Z. Gesundheitstechn. und Städtehyg. 1933, Jg. 25, 149—164.
— — Zweiter Beitrag zur Frage nach der Anwendbarkeit des Pyrethrumpulvers bei der Bekämpfung tierischer Schädlinge in Wasserversorgungs- und Abwasserbeseitigungsanlagen. Daselbst 1933, 681—689.
Krüger, Fr., Untersuchungen über die Giftwirkung von dalmatinischem Insektenpulver auf die Larven von *Corethra plumicornis*. Z. angew. Entom. 1931, Bd. 18, 344—352.
Lang, W., und Welte, E. Zur Prüfung staubförmiger Erdflohmittel. Nachrichtenbl. f. d. deutsch. Pflanzenschutzdienst 1930, Jg. 10, 75—76.
McDonnell, C. C., Roark, R. C., LaForge, F. B., und Keenan, G. L., Insect Powder. U. S. Dep. Agr. Dep. Bull. Nr. 824, 1—94. (Washington 1926.)
McDonnell, C., C., Abbott, W. S., Davidson, W. M., Keenan, G. L., und Nelson, O. A., Relative insecticidal Value of Commercial Grades of Pyrethrum. U. S. Dep. Agr. Techn. Bull. Nr. 198, 1—9. (Washington 1930.)
Richardson, H. H., The Pyrethrin I. Content of Pyrethrum Powders as an Index of insecticidal Power. Journ. Econ. Entom. 1931, Bd. 24, 1098—1106.
Saling, Th., Über das wirksame Prinzip von Pyrethrum-Insektenpulvern und eine neue biologische Methode ihrer Wertbestimmung. Z. Desinfektions- u. Gesundheitswesen 1928, Jg. 20, 33—42.
Sprengel, L., Gegenwärtiger Stand der Kenntnisse über Pyrethrum als Insektengift. Anz. Schädlingskunde 1934, 10.
Staudinger, H., und Ruzicka, L. Insektentötende Stoffe I—V und VI—X. Helvetica Chimica Acta 1924, Bd. 7, 177—245 und 377—458.
Staudinger, H., und Harder, H., Insektentötende Stoffe XII. Über die Gehaltsbestimmung des Insektenpulvers. Ann. Acad. Scient. Fennicae 1927, Bd. 29, Nr. 18, 1—14.

Staudinger, H., Ruzicka, L., und Reuß, E., Insektentötende Stoffe XI. Die Konstitution und Synthese der Pyrethrine. Daselbst 1927, Bd. 29, Nr. 17, 1—8.

Stellwaag, F., Giftigkeit und Giftwert der Insektizide I. Grundsätzliche Erörterungen. Anz. f. Schädlingsk. 1929, Jg. 5, 107. II. und III. Allgemeine Technik der physiologischen Wertbestimmung. Daselbst 1930, Jg. 6, 37—42 und 64—68. VI. Ziele und besondere Methode bei der Bestimmung der Giftigkeit im Individualversuch. Z. angew. Entom. 1931, Bd. 18, 113—132. VII. Grundlagen und besondere Methodik der Bestimmung des Giftwertes im Serienversuch. Daselbst 1931, Bd. 18, 698—725.

Tattersfield, F., und Hobson, R. P., Pyrethrins I and II. Their Estimation in Pyrethrum. J. Agr. Sci. 1929, 19, 433—437.

Tattersfield, F., Hobson, R. P., und Gimingham, C. T., Pyrethrins I and II. Their insecticidal value and estimation in Pyrethrum. Daselbst 1929, 19, 266—296.

Tattersfield, F., Laboratory methods for evaluating insecticides. Ann. Appl. Biol. 1932, 19, 281—290.

Trappmann, W., und Nitsche, G., Methoden zur Prüfung von Pflanzenschutzmitteln V. Beiträge zur Giftwertbestimmung und zur Kenntnis der Giftwirkung von Arsenverbindungen. Mitt. a. d. Biol. Reichsanst. 1933, Nr. 46, 61—89.

Trevan, J. W., The error of Determination of Toxicity. Proc. Roy. Soc. Lond. (B) 1927, Bd. 101, 483—514.

Aus der Tropenabteilung des Instituts für parasitäre und Infektionskrankheiten der Reichsuniversität zu Utrecht. Direktor: Prof. Dr. L. de Blieck.

Über die Vorzugstemperatur von Stomoxys calcitrans.

Von

Otto Nieschulz.

(Mit 2 Abbildungen.)

In einer früheren Arbeit wurden bereits die Gründe angeführt, die zu einer Untersuchung über die Biologie von *Stomoxys calcitrans* angeregt hatten. Wir hatten begonnen, in einer einfachen Versuchsanordnung die Temperaturgrenzen der Aktivitätsstufen für die Imagines festzulegen (Nieschulz 1933 b). Hieran anschließend möchten wir einen anderen Temperaturfaktor, die Vorzugstemperatur oder Lieblingswärme dieser Art behandeln. Hierunter wird diejenige Temperatur verstanden, die Insekten freiwillig aufsuchen, wenn ihnen die Wahl aus einer ausreichend großen Anzahl verschiedener Temperaturen gelassen wird. Die Feststellung dieses Temperaturfaktors dürfte ein wichtiges Glied in der Beobachtungskette sein, die das Verständnis der Klimaabhängigkeit der Insektenentwicklung erleichtert. Auch auf diesem Gebiet liegen, soweit mir bekannt, von anderer Seite keine experimentellen Untersuchungen über *Stomoxys calcitrans* vor. Einige unserer Beobachtungen sind bereits in einer vorläufigen Mitteilung erwähnt (Nieschulz 1933 a). Weiter wurden am Anfang vorigen Jahres in Südafrika noch einige Versuche mit derselben Fliegenart gemacht (Nieschulz und du Toit 1933), auf die wir noch später zurückkommen werden.

1. Technik.

Um einwandfreie Ergebnisse zu erhalten, ist der Besitz eines zweckmäßigen Apparates Vorbedingung, da durch ungeeignete Versuchsanordnungen leicht falsche Werte erhalten werden können.

Für den Bau eines geeigneten Apparates wurde von der Herterschen Temperaturorgel ausgegangen, die aber in der Originalform für die vorliegenden Versuche unbrauchbar war, so daß wesentliche Veränderungen nötig waren. Die endgültig angenommene Ausführung ist schon an anderer Stelle abgebildet und beschrieben worden (Nieschulz 1933) und ich kann mich daher auf einige kurze Angaben beschränken. Einen etwas anders konstruierten Apparat benutzten neuerdings Martini und Teubner (1933) in Versuchen mit Mücken, während

Martini (1918) das Wärmeleitungsvermögen von Metallplatten in Versuchen über die Vorzugstemperatur bei Läusen in einer den speziellen Anforderungen besonders gut angepaßten Form als erster benutzt hatte.

Unser Apparat bestand in der Hauptsache aus einem langen, kräftigen, U-förmigen Eisenträger, der mit seinem einen Ende in ein Wasserbad, mit dem anderen in einen Eisschrank ragte. Das dazwischen liegende, genügend isolierte Stück bildete den eigentlichen Versuchsraum, der 1 m lang, etwa 6 cm breit und 4 cm hoch war. Frei in diesen Raum ragten 10 Thermometer. War der Apparat in Betrieb, so entstand durch das Wärme- und Kälteleitungsvermögen des dicken Eisenträgers im Versuchsraum ein Temperaturgefälle, das sich in gewissen Grenzen regeln ließ. Ich benutzte meist eine Temperaturspanne von + 10 bis 46—48°, bei der keine Stauungen der Fliegen an den beiden Enden des Apparates auftraten. Der Apparat wurde so aufgestellt, daß eine gleichmäßige Belichtung an allen Stellen gesichert war.

Wenn der Apparat für Versuche benutzt werden sollte, wurde das Wasserbad auf etwas über 60° erwärmt, der Eisschrank gefüllt und gewartet, bis sich die endgültige Temperatur eingestellt hatte.

Die Insekten wurden durch eine der Thermometeröffnungen in den Versuchsraum gebracht und ihnen in den Hauptversuchen $^1/_2$ Stunde Zeit gegeben, um sich zu orientieren. Dann wurde während der nächsten $^1/_4$ Stunde genau am Beginn jeder Minute festgestellt, wo sich die Fliegen befanden. Diese Versuchsanordnung hat sich für unsere Zwecke am besten bewährt. Stets wurden nur die Tiere berücksichtigt, die sich wirklich in Ruhe befanden. Herumlaufende Fliegen wurden ausgeschaltet, da sie in dem betreffenden Augenblick nicht unter dem Einfluß der Vorzugstemperatur standen. Am Beginn und Ende des Versuches wurden die 10 Thermometerstände abgelesen und aus ihnen eine Kurve angelegt, aus der die Temperatur jedes Aufenthaltsortes der Fliegen bestimmt werden konnte.

Von Zeit zu Zeit kam es vor, daß einige Fliegen in das kalte Ende des Versuchsraums gelangten und nicht wieder hinausfanden. Ihr Empfinden für geringfügige Wärmeunterschiede ist anscheinend nicht groß. Blieben sie längere Zeit im kalten Teil, so erstarrten sie langsam. Für die Beurteilung der Vorzugstemperatur können wir diese Exemplare nicht verwenden. Es wurden daher zur Berechnung des „gereinigten Durchschnitts" die Beobachtungen unter 20° fortgelassen.

Die relative Luftfeuchtigkeit war in dem Versuchsraum wegen der Temperaturdifferenzen nicht konstant zu halten, sie nahm vom warmen zum kalten Ende stets zu. Bei Benutzung von „Normalluft" (Zimmerluft mit einer relativen Feuchtigkeit von etwa 60% bei 20°) fand am kalten Ende Kondensation des Wasserdampfes besonders an der Unterseite der inneren Glasplatte statt.

Um den Einfluß verschiedener Grade der Luftfeuchtigkeit auf die Vorzugstemperatur zu untersuchen, wurde in einem Teil der Experimente die Luftfeuchtigkeit künstlich erhöht bezw. erniedrigt.

2. Versuche mit Weibchen bei normaler Luftfeuchtigkeit.

Zunächst wurden 40 Versuche mit normalen Weibchen bei normaler Luftfeuchtigkeit gemacht.

Unter normalen Weibchen verstehen wir ohne Auslese an den Außenmauern unserer Stallgebäude in Utrecht oder in den Ställen gefangene Weibchen, die, wie wir hofften, einen guten Querschnitt durch die Gesamtpopulation darstellten.

Die erste Gruppe von 10 Versuchen wurde vom 6. September bis 21. Oktober 1932 gemacht und hiervon 9 in der ersten Hälfte vom September, während ziemlich warmen Wetters. Die Resultate in den Einzelversuchen waren zunächst die folgenden (Minima und Maxima zwischen Klammern).

Experiment	1.	Durchschnitt	27,0° (18,0—35,0°),	59	Beobachtungen
„	2.	„	27,5° (22,5—32,5°),	72	„
„	3.	„	29,6° (23,5—37,0°),	63	„
„	4.	„	24,5° (14,0—33,5°),	65	„
„	5.	„	27,8° (19,5—33,5°),	64	„
„	6.	„	28,4° (25,5 - 37,5°),	65	„
„	7.	„	25,5° (16.0—33,0°),	64	„
„	8.	„	29,4° (27,0—33,5°),	74	„
„	9.	„	26,4° (21,0—35,0°),	72	„
„	10.	„	28,3° (24,5—36,0°),	73	„

Im ganzen wurden in diesen Versuchen 671 Beobachtungen gemacht. Wenn alle Fliegen stets still gesessen hätten, wäre die Zahl der Beobachtungen 750 gewesen. Es wurden diesmal 89 % der möglichen Beobachtungen gemacht, die Fliegen waren also ziemlich ruhig gewesen. Die geringste Anzahl Beobachtungen in den Einzelversuchen war 59 (79 %), die größte Zahl 74 (99 %).

Die Temperaturen, an denen die Fliegen beobachtet wurden, schwankten zwischen 14 und 37 °. Der Durchschnitt in den Einzelversuchen lag zwischen 24,5 und 29,6 °. Der Gesamtdurchschnitt aller Versuche war 27,5 °. Von den Beobachtungen lagen 50 % zwischen 25 und 29 ° C und 75 % zwischen 23 und 32 °.

Bei einem Teil der Versuche hatten sich einige Fliegen in der Nähe des kalten Endes des Apparates an Stellen aufgehalten, die zweifelsohne nicht der Vorzugstemperatur entsprachen. Wie schon erwähnt, müssen diese Beobachtungen bei der Berechnung der wirklichen Vorzugstemperatur unberücksichtigt bleiben. Es handelte sich dabei um 36 Beobachtungen unter 20 °, ohne die wir als gereinigte Vorzugstemperatur die folgenden Werte erhalten:

Experiment	1.	Durchschnitt	28,7°,	49	Beobachtungen
„	2.	„	27,5°,	72	„
„	3.	„	29,6°,	63	„
„	4.	„	27,5°,	50	„
„	5.	„	27,9°,	63	„
„	6.	„	28,4°,	65	„
„	7.	„	27,0°,	54	„
„	8.	„	29,4°,	74	„
„	9.	„	26,4°,	72	„
„	10.	„	28,3°,	73	„

Für die Berechnung des gereinigten Durchschnittes blieben 635 Beobachtungen übrig. Die Durchschnittstemperaturen der Einzelversuche lagen zwischen 26,4 und 29,6 °. Der Gesamtdurchschnitt betrug 28,1 °. Von den Beobachtungen lagen 50 % zwischen 27 und 30 °, 75 % zwischen 25 und 32 °.

Die zweite Gruppe von 10 Versuchen wurde auf dieselbe Weise im November (8.—14. November 1932) gemacht. Es handelte sich um die letzten *Stomoxys*, die sich noch in den Ställen aufhielten. Im Freien waren sie bereits verschwunden. Die Absicht war, in diesen Versuchen

festzustellen, ob die kälteren Außentemperaturen die Vorzugstemperatur beeinflussen würden.

Wir wollen bei diesen und den folgenden Versuchen von einer ausführlichen Beschreibung absehen und nur tabellarisch die wichtigsten Werte anführen.

Anzahl Beobachtungen: 613 oder 82 % der möglichen.
Temperaturgrenzen: 15,5 und 35,0 °.
50 % der Beobachtungen zwischen 25—28,5 °, 75 % bei 24—29,5 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 24,3—28,6 °.
Gesamtdurchschnitt: 27,0 °.
Zahl der Beobachtungen: 598 oder 79 % der möglichen.
50 % der Beobachtungen bei 25,5—28,5 °, 75 % bei 24,5—29,5 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 25,9—28,6 °.
Gesamtdurchschnitt: 27,3 °.

Die dritte Gruppe von 10 Versuchen wurde Ende Mai und Anfang Juni (24. Mai bis 8. Juni 1933) gemacht, also während des ersten Auftretens der Fliegen im Freien.

Anzahl der Beobachtungen: 658 oder 88 % der möglichen.
Temperaturgrenzen: 22,5 und 38,5 °.
50 % der Beobachtungen bei 28—31 °, 75 % bei 27—32 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 28,4 und 31,1 °.
Gesamtdurchschnitt: 29,6 °.
Diese Werte entsprechen zugleich den gereinigten Werten.

In diesen ersten 3 Gruppen erhielten wir als gereinigte Durchschnittswerte 28,1 ° im September, 27,3 ° im November und 29,6 ° im Mai—Juni 1933. Da die Unterschiede zwischen den Gruppen vielleicht Beziehungen zu den Jahreszeiten hatten, wurde noch eine Gruppe von Versuchen im Herbst 1933 gemacht (3.—4. November 1933). Die *Stomoxys* waren bereits ziemlich selten geworden und die Außentemperatur war kühl.

Anzahl Beobachtungen: 572 oder 76 %, gereinigt 542 oder 72 %.
Temperaturgrenzen: 17 und 39 °.
50 % der Beobachtungen bei 25,5—29 °, 75 % bei 23—30,5 °.
Durchschnitte der Einzelversuche: 23,5—28,6 °, gereinigt 26,1—28,6 °.
Gesamtdurchschnitt: 27,1 °, gereinigt 27,6 °.

In den 4 Gruppen zusammen wurden im ganzen 2514 oder 83,8 % der möglichen Beobachtungen gemacht und für die Berechnung der gereinigten Werte kommen 2433 oder 81,1 % in Frage. Die Fliegen befanden sich bei Temperaturen von 14—39 °. Von allen Beobachtungen lagen 50 % zwischen 26,5 und 29 °, 75 % zwischen 24,5 und 32 °. Die Durchschnittstemperatur lag in den einzelnen Versuchen zwischen 23,5 und 31,1 °. Der Gesamtdurchschnitt aller Versuche war 27,8 °, der gereinigte Gesamtdurchschnitt 28,2 °.

Eine graphische Darstellung der Beobachtungsergebnisse dieser Versuche zeigt Abb. 1. Bis zu 21 ° hielten sich nur ganz vereinzelte

Exemplare auf. Dann stieg ihre Zahl ziemlich gleichmäßig an, um bei 29 ° ein deutliches Maximum zu zeigen. Der Abfall zur warmen Seite war steiler als der Anstieg. Über 34 ° befanden sich wieder nur vereinzelte Fliegen. Bei 27—30 ° hielten sich genau die Hälfte aller Fliegen auf.

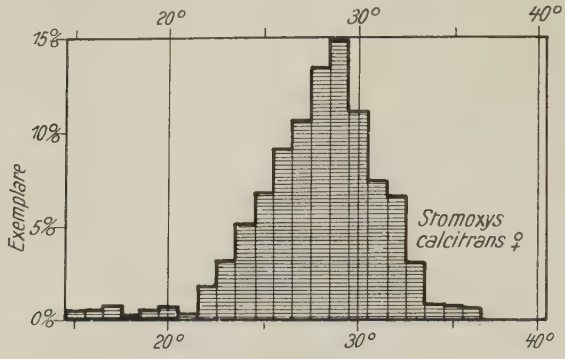


Abb. 1. Vorzugstemperatur von *Stomoxys calcitrans*. Normale Weibchen. Verteilung der Fliegen im Temperaturwahlapparat. Auf der Abszisse die Temperaturwerte. Anzahl Exemplare für jeden Grad C als Prozent aller Beobachtungen angegeben.

3. Versuche mit normalen Männchen.

Gleichzeitig mit den vorhergehenden Versuchen wurden 2 Gruppen von je 10 Versuchen mit normalen Männchen bei normaler Luftfeuchtigkeit gemacht. Die Männchen stammten von denselben Fundorten wie die Weibchen. Die erste Gruppe von 10 Versuchen (Exp. 41—50) wurde vom 6.—15. September 1932 etwa gleichzeitig mit der ersten Gruppe der Weibchen gemacht.

Anzahl Beobachtungen: 525 oder 70 %, gereinigt 506 oder 67 %.
Temperaturgrenzen: 14,5—37 °.
50 % der Beobachtungen bei 25,5—30,5 °, 75 % bei 25—31,5 °.
Durchschnitte der Einzelversuche: 25,7—30,3 °, gereinigt 27,5—30,3 °.
Gesamtdurchschnitt 28,3 °, gereinigt 28,8 °.

Die zweite Gruppe von 10 Versuchen (Exp. 41—50) wurde vom 27. Mai bis 17. Juni 1933 zusammen mit der dritten Gruppe der Weibchen ausgeführt. Ungereinigte und gereinigte Werte waren gleich.

Anzahl Beobachtungen: 520 oder 69 %.
Temperaturgrenzen: 21,5 und 36,5 °.
50 % der Beobachtungen bei 27,5—31 °, 75 % bei 26—32 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 25,5—31,1 °.
Gesamtdurchschnitt: 29,1 °.

In den zwei Versuchsgruppen zusammen wurden 1045 oder etwa 70 % der möglichen Beobachtungen gemacht. Der Gesamtdurchschnitt war 28,7 °, gereinigt 28,9 °. Der Unterschied zwischen den beiden Gruppen betrug gereinigt nur 0,3 °.

4. Versuche mit Weibchen nach einer Blutaufnahme.

Vom 29. September bis 12. Oktober 1932 wurden 10 Versuche (Exp. 61—70) mit Weibchen gemacht, deren Abdomen sehr stark geschwollen waren. Es handelte sich dabei um Tiere, die reichlich frisches Blut aufgenommen hatten und teilweise auch reife Eier in den Ovarien enthielten.

Anzahl Beobachtungen: 697 oder 93 %, gereinigt 606 oder 81 %.
Temperaturgrenzen: 8—36,5 °.

50 % der Beobachtungen bei 24—29,5 °, 75 % bei 19,5—30,5 °.
Durchschnitt der Einzelversuche 22—28,5 °, gereinigt 25,7—28,5 °.
Gesamtdurchschnitt 25,9 °, gereinigt 27,4 °.

5. Versuche mit gezüchteten Weibchen.

Im Herbst 1932 züchteten wir in unserem Warmzimmer bei 26—28 ° eine Anzahl *Stomoxys*. Es wurden dabei nur ziemlich kleine Exemplare erhalten. Vom 4.—11. Oktober 1932 wurden 4 Versuche mit Weibchen bei normaler Luftfeuchtigkeit gemacht und dabei nur Exemplare genommen, die nicht älter als 24 Stunden waren (Exp. 71—74).

Anzahl Beobachtungen: 246 oder 82 %, gereinigt 205 oder 68 %.
Temperaturgrenzen: 7—39 °.
50 % der Beobachtungen bei 22—30 °, 75 % bei 19—33,5 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 17—29,6 °, gereinigt 25,4—29,8 °.
Gesamtdurchschnitt: 25,1 °, gereinigt 27,7 °.

6. Versuche mit gezüchteten Männchen.

Mit Männchen derselben Zuchten waren 5 Versuche vom 3. bis 6. Oktober 1932 bei normaler Luftfeuchtigkeit gemacht (Exp. 75—79).

Anzahl Beobachtungen: 343 oder 91 %, gereinigt 245 oder 65 %.
Temperaturgrenzen: 8,5—32 °.
50 % der Beobachtungen bei 19—27 °, 75 % bei 15—29,5 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 18,1—25,8 °, gereinigt 24,7—26,6 °.
Gesamtdurchschnitt: 22,4 °, gereinigt 26,0 °.

7. Versuche bei erhöhter Luftfeuchtigkeit.

In den folgenden 10 Versuchen mit normalen Weibchen (Exp. 80 bis 89, vom 27.—29. September 1932) wurde die Luftfeuchtigkeit künstlich dadurch erhöht, daß 5 kleine mit Drahtgaze abgeschlossene Schalen mit feuchter Watte in die warme Hälfte des Versuchsraumes gestellt wurden. Die Luft war etwa mit Wasserdampf gesättigt, da auch bei den höchsten Temperaturen an der den Versuchsraum abschließenden Glasplatte Kondensation auftrat.

Anzahl Beobachtungen: 638 oder 85 %, gereinigt 619 oder 83 %.
Temperaturgrenzen: 14,5 und 35 °.
50 % der Beobachtungen bei 26,5—30 °, 75 % bei 23—32 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 25,7—29,6, gereinigt 26,9—30,4 °.
Gesamtdurchschnitt: 28,0 °, gereinigt 28,2 °.

8. Versuche mit erniedrigter Luftfeuchtigkeit.

Im Gegensatz zu dem vorigen Absatz wurde in den folgenden 10 Versuchen mit normalen Weibchen (Exp. 90—99 vom 17. bis 20. Oktober 1932) die Luftfeuchtigkeit wesentlich erniedrigt. Hierfür wurden in die kühlere Hälfte des Versuchsraumes 5 Schalen mit $CaCl_2$, wieder mit Drahtgaze bedeckt, gestellt.

Anzahl Beobachtungen: 704 oder 94 %, gereinigt 691 oder 92 %.
Temperaturgrenzen: 17,5 und 36,5 °.
50 % der Beobachtungen bei 26,5—29,5 °, 75 % bei 24,5—31 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 26,7—29,4 °.
Gesamtdurchschnitt: 27,9 °, gereinigt 28,1 °.

9. Versuche bei Umkehrung der Luftfeuchtigkeitsverhältnisse im Versuchsraum.

In den Versuchen bei normaler Luftfeuchtigkeit wurde die relative Luftfeuchtigkeit von der wärmsten Stelle zum kalten Ende stets höher. In den folgenden 10 Versuchen mit normalen Weibchen (Exp. 100—109, vom 4.—6. Juli 1933) haben wir versucht, die Luftfeuchtigkeitsverhältnisse umzukehren. In die warme Hälfte des Versuchsraumes wurden 3 Schalen mit feuchter Watte gestellt und in die kalte Hälfte 4 Schalen mit $CaCl_2$.

Anzahl Beobachtungen: 648 oder 86 %, gereinigt 637 oder 85 %.
Temperaturgrenzen: 19,5 und 36 °.
50 % der Beobachtungen bei 27,5—30 °, 75 % bei 25—31 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 26,5—30,5 °.
Gesamtdurchschnitt: 28,3 °, gereinigt 28,4 °.

10. Versuche mit Weibchen nach mehrtägigem Aufenthalt im Eisschrank.

Vom 19. Juni bis 11. Juli 1933 wurden bei normaler Luftfeuchtigkeit 9 Versuche mit Weibchen gemacht, die erst 3—5 Tage in einem Eisschrank bei etwa 5—10 ° bewahrt worden waren. Die Fliegen waren beim Herausnehmen aus dem Eisschrank erstarrt, sie wurden aber ziemlich schnell wieder beweglich. Innerhalb von etwa 5 Minuten waren sie vom Eisschrank in den Temperaturwahlapparat gebracht worden.

Nach einem Aufenthalt von 3 Tagen wurden 4 Versuche gemacht (Exp. 110—113).

Anzahl Beobachtungen: 233 oder 78 %, gereinigt 213 oder 71 %.
Temperaturgrenzen: 9 und 35,5 °.
50 % der Beobachtungen bei 25,5—29 °, 75 % bei 22,5—29,5 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 21,8—28,2 °, gereinigt 25,6—28,2 °.
Gesamtdurchschnitt: 25,8 °, gereinigt 27,1 °.

Nach einem Aufenthalt von 5 Tagen im Eisschrank wurden 5 Versuche gemacht (Exp. 114—118).

Anzahl Beobachtungen: 252 oder 67 %, gereinigt 216 oder 58 %.
Temperaturgrenzen: 11 und 35.
50 % der Beobachtungen bei 25,5—29 °, 75 % bei 17—29,5 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 21,3—28,2 °, gereinigt 25,7—28,7 °.
Gesamtdurchschnitt: 25,4 °, gereinigt 27,6 °.

11. Versuche mit Weibchen nach mehrtägigem Aufenthalt im Warmzimmer.

Vom 16.—27. Juni 1933 wurden bei normaler Luftfeuchtigkeit zunächst 8 Versuche mit Weibchen gemacht, die vor dem Versuchsbeginn 3—5 Tage im Warmzimmer bei 26—29 ° gehalten worden waren. Während dieser Zeit war ihnen täglich Zuckerwasser als Nahrung geboten.

Nach einem Aufenthalt von 3 Tagen wurden 5 Versuche gemacht (Exp. 119—123).

Anzahl Beobachtungen: 315 oder 84 %, gereinigt 300 oder 80 %.
Temperaturgrenzen: 9 und 32 °.
50 % der Beobachtungen bei 22,5—27,5 °, 75 % bei 21,5—29 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 21,7—27,9 °, gereinigt 24,3—27,9 °.
Gesamtdurchschnitt: 24,9 °, gereinigt 25,5 °.

Nach einem Aufenthalt von 5 Tagen wurden 3 Versuche gemacht (Exp. 124—126).

Anzahl Beobachtungen: 207 oder 92 %, gereinigt 177 oder 79 %.
Temperaturgrenzen: 9 und 32 °.
50 % der Beobachtungen bei 22,5—26 °, 75 % bei 19,5—28,5 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 18,8—25,6 °, gereinigt 24,8—25,6 °.
Gesamtdurchschnitt: 22,9 °, gereinigt 25,3 °.

Für die beiden Versuchsgruppen zusammen war der Durchschnitt 24,1 °, gereinigt 25,4 °. Dieser Durchschnitt lag deutlich unter dem Wert für frisch gefangene Weibchen. Der Unterschied betrug beinahe 3 °.

Wegen der Bedeutung dieser Ergebnisse wurden noch 40 weitere Versuche mit Fliegen gemacht, die vorher 1—5 Tage im Warmzimmer gehalten waren. Die Temperatur wurde im Warmzimmer an der Stelle, an der die Fliegen standen, wiederholt kontrolliert. Aus 94 Messungen ergab sich ein Durchschnittswert von 28,4 ° (25,5—31 °, 75 % zwischen 27 und 30 °).

Die erste Gruppe von 10 Versuchen wurde mit je 5 Fliegen gemacht, die ziemlich genau 24 Stunden im Warmzimmer bewahrt worden waren (Exp. 127—136 vom 27.—28. September 1933).

Anzahl Beobachtungen: 605 oder 81 %, gereinigt 589 bezw. 79 %.
Temperaturgrenzen: 13,5 und 38 °.
50 % der Beobachtungen bei 26—30 °, 75 % bei 24,5—31,5 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 25,1—31,6 °, gereinigt 25,6—31,6 °.
Gesamtdurchschnitt: 27,7, gereinigt 28,1 °.

In der zweiten Gruppe wurden die Fliegen der 10 Versuche 2 Tage im Warmzimmer bewahrt (Exp. 137—146 vom 28. September bis 4. Oktober 1933).

Anzahl Beobachtungen: 645 oder 86 %, gereinigt 621 oder 83 %.
Temperaturgrenzen: 11 und 38 °.
50 % der Beobachtungen bei 25—30 °, 75 % bei 23,5—32 °.
Durchschnitt der Einzelversuche auch gereinigt: 24,5—31,1 °.
Gesamtdurchschnitt: 27,5 °, gereinigt 28,0 °.

Bei der dritten Gruppe von 10 Versuchen (Exp. 147—156 vom 30. September bis 6. Oktober 1933) dauerte der Aufenthalt im Warmzimmer 3 Tage.

Anzahl Beobachtungen: 669 oder 89 %, gereinigt 639 oder 85 %.
Temperaturgrenzen: 12,5 und 42 °.
50 % der Beobachtungen bei 25,5—29,5 °, 75 % bei 24—31 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 23,6—29,2 °, gereinigt 25,6—29,2 °.
Gesamtdurchschnitt: 27,1 °, gereinigt 27,7 °.

Die Fliegen der letzten Gruppe von 10 Versuchen wurden 5 Tage im Warmzimmer bewahrt (Exp. 157—166 vom 7.—23. Oktober 1933).

Anzahl Beobachtungen: 663 oder 88 %, gereinigt 559 oder 75 %.
Temperaturgrenzen: 13 und 36 °.
50 % der Beobachtungen bei 23—28 °, 75 % bei 19,5—29,5 °.
Durchschnitt der Einzelversuche: 21,6—27,4 °, gereinigt 23,8—29,5 °.
Gesamtdurchschnitt: 25,2 °, gereinigt 26,8 °.

12. Versuche bei verschieden langem Aufenthalt im Apparat.

Schließlich wurden noch einige Versuche bei längerem Aufenthalt derselben Fliegen in dem Apparat gemacht.

In einem Vorversuch wurde für eine Gruppe von 5 Fliegen nach $^1/_2$ Stunde (Exp. 6) und dann nach $2^1/_2$ Stunden die Vorzugstemperatur bestimmt. Nach $^1/_2$ Stunde war der Durchschnitt 28,4 (25,5—37,5 °), nach $2^1/_2$ Stunden 29,2 (26 bis 34,5 °), in beiden Fällen nach 65 Beobachtungen. Der Unterschied betrug nur 0,8 °.

Weiter wurden 5 Reihen von 4—5 Versuchen mit je 5 Normalweibchen vom 7.—27. Juli 1933 bei normaler Luftfeuchtigkeit gemacht (Exp. 167—188) und die Vorzugstemperatur derselben Fliegen nach $^1/_2$, 1, 5 und 24 Stunden oder länger in der üblichen Weise festgestellt. Im ganzen wurden hierbei 1381 Beobachtungen gemacht und ein Gesamtdurchschnitt von 26,4 ° erhalten. Der gereinigte Durchschnitt betrug 28,0 ° nach 1186 Beobachtungen. Fassen wir die Beobachtungen bei gleicher Aufenthaltsdauer im Apparat zusammen, so erhalten wir gereinigt die folgenden Werte:

Nach	$^1/_2$ Std.,	Durchschnitt	28,2 °,	328 Beobachtungen
„	1 „	„	28,7 °,	338 „
„	5 „	„	29,3 °,	275 „
„	24 „	„	24,7 °,	187 „
„	26–28 „	„	27,1 °,	58 „

13. Der Gesamtdurchschnitt für die Vorzugstemperatur.

Im ganzen wurden 188 Versuche mit je 5 Fliegen unter ziemlich verschiedenen Bedingungen ausgeführt und dabei 11 805 oder etwa 84 % der möglichen Beobachtungen gemacht. Für die gereinigten Werte kommen 10 962 oder 78 % der möglichen Beobachtungen in

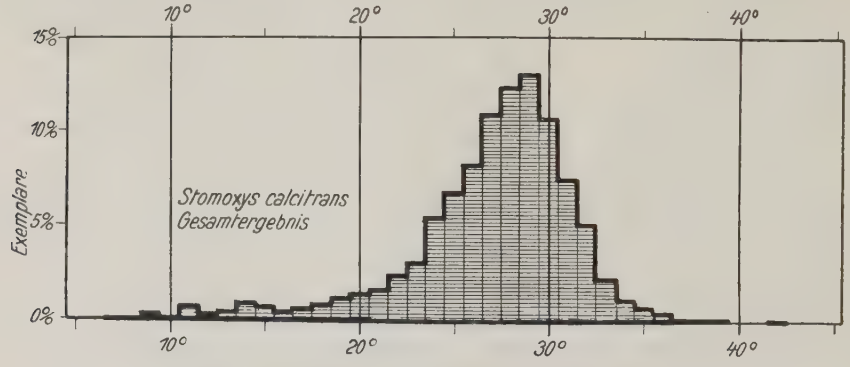


Abb. 2. Vorzugstemperatur von *Stomoxys calcitrans*. Gesamtergebnis. Erklärung vgl. Abb. 1.

Frage. Die Fliegen hielten sich bei Temperaturen zwischen 7 und 42 ° auf. Von den Beobachtungen fielen 50 % zwischen 25,5 und 30 ° und 75 % zwischen 23 und 31,5 °. Die Durchschnitte in den einzelnen Versuchen lagen zwischen 17,0 und 31,6 °, nach den gereinigten Werten zwischen 24,3 und 31,6 °. Der Gesamtdurchschnitt war 27,0 °, nach den gereinigten Werten 27,9 °.

Eine graphische Darstellung der Beobachtungswerte zeigt Abb. 2. Wir sehen eine gut ausgeprägte Kurve mit einem Höhepunkt bei 29 °. Der Anstieg von der kalten Seite ist ziemlich gleichmäßig, der Abfall zur warmen Seite steiler. Bis zu einer Temperatur von 23 ° hielten sich nur relativ wenige Fliegen auf und ebenfalls von 33 ° ab.

14. Beurteilung der Ergebnisse.

Ehe wir auf die Ergebnisse der einzelnen Versuchsgruppen eingehen, müssen wir zunächst den Begriff der Vorzugstemperatur näher kennzeichnen. Wir können darunter die Temperatur verstehen, zu der sich die Fliegen direkt angezogen fühlen, wenn sie die geeignete Wahl haben, oder die Temperatur, bei der sie sich für den Gesamtablauf ihres Lebens oder wenigstens für eine längere Zeit am wohlsten fühlen. Beide Vorzugstemperaturen, die ich als kurzzeitige und langzeitige bezeichnen möchte, müssen deutlich voneinander getrennt werden. Ihnen entsprechen vielleicht (oder sogar wahrscheinlich) verschiedene Temperaturwerte, da die Fliegen sich sehr gut bei einer bestimmten Temperatur für eine gewisse Zeit wohl fühlen können, diese Temperatur aber auf die lange Dauer nicht angenehm empfinden. Stets handelt es sich dabei nicht um einen scharf abgegrenzten Temperaturpunkt, sondern um eine Zone von einer gewissen Breite.

Wir haben in unseren Versuchen nur die zuerst genannte Begriffsbestimmung für die Vorzugstemperatur berücksichtigt, also die Temperatur, die die Fliegen innerhalb und während einer kürzeren Zeit aufsuchen. Dieser Wert ist genau genug und relativ leicht zu bestimmen, da für einige Stunden Nahrungsaufnahme und andere Reize in ausreichendem Maße ausgeschaltet sein können. Sehr schwierig dürfte es dagegen wenigstens für *Stomoxys* sein, einen Apparat zu bauen, in dem das Leben der Fliegen für längere Zeit optimal ablaufen kann und die Temperatur der einzige oder auch nur der wichtigste das Verhalten beherrschende Reiz ist.

In unseren Versuchen wurden stets je 5 Fliegen in einem Temperaturwahlapparat eingeschlossen, in dem sie frei zwischen meist etwa 10—12 ° und 48—50 ° wählen konnten. Nach einer bestimmten Zeit wurde 15 Minuten lang genau am Beginn jeder Minute der Aufenthaltsort der einzelnen Fliegen festgestellt. Mitgerechnet wurden dabei allein ruhende Exemplare. Auf diese Weise wurden beinahe 12 000 Einzelbeobachtungen gemacht, aus denen über Temperaturabfallkurven die entsprechenden Temperaturwerte errechnet wurden. Für jeden einzelnen Versuch wurden zwei Durchschnittswerte berechnet, der gewöhnliche Durchschnitt aus allen Beobachtungen und ein „gereinigter" Durchschnitt, bei dem die unter 20 ° liegenden Beobachtungen nicht mit berücksichtigt wurden. Mehr oder weniger häufig gelangten nämlich Fliegen in das kalte Ende des Apparates und wurden dort von der Kälte befangen. Diese Beobachtungen müssen bei der Durchschnittsberechnung unberücksichtigt bleiben, da man sonst unrichtige Werte erhalten würde und die einzelnen Versuchsgruppen untereinander nicht vergleichbar wären.

In unseren Versuchen haben wir die Fliegen als Regel $^1/_2$ Stunde in dem Apparat gelassen und dann während der nächsten $^1/_4$ Stunde ihren Aufenthaltsort beobachtet, um daraus die Vorzugstemperatur zu er-

rechnen. In 5 Reihen von 4—5 Versuchen (Exp. 167—188) wurde diese Temperatur außerdem nach 1, 5 und 24—29 Stunden festgestellt. Nach $^1/_2$ Stunde war der gereinigte Durchschnitt 28,2 °, nach 1 und 5 Stunden 28,7 und 29,3 °[1]), für normale Weibchen 28,0 °. Die Unterschiede entsprachen der normalen Variation. Nach 24 Stunden fanden wir einen deutlichen Abfall auf 24,7 °, während nach 26—29 Stunden ein Wert von 27,1 ° gefunden wurde, also starke Schwankungen auftraten. Unter unseren Versuchsbedingungen wurden also bis zu 5 Stunden nach dem Einbringen der Fliegen übereinstimmende Werte erhalten. Nach 24 Stunden und länger waren über $^1/_3$ der Fliegen in den kalten Teil des Apparates gelangt (nach $^1/_2$—5 Stunden nur 3 %) und teilweise dort von der Kälte befangen und bewegungsunfähig geworden. Die Beobachtungen zeigten weiter nach 24 Stunden eine große Streuung und man erhielt auch bei der direkten Beobachtung den Eindruck, daß die Temperatur nicht mehr der wesentliche Faktor war, der die Reaktion der Fliegen beherrschte. Luftfeuchtigkeitsverhältnisse begannen vielleicht eine Rolle zu spielen und vor allem der Wunsch nach Nahrungsaufnahme. Nur für die kurzzeitige Vorzugstemperatur können wir also in der von uns gewählten Versuchsanordnung verläßliche Angaben erwarten.

Betrachten wir nun zunächst das Gesamtergebnis aller Beobachtungen, so sehen wir, daß 11 805 oder 84 % der möglichen Beobachtungen gemacht wurden, d. h. nur 14 % der Fliegen waren an den jeweiligen Beobachtungsaugenblicken nicht in Ruhe. Dies Ergebnis war recht befriedigend und für die Beurteilung des praktischen Wertes der Versuchsanordnung von Bedeutung.

Der Verlauf der Kurve aller Werte (Abb. 2) zeigt, daß *Stomoxys calcitrans* tatsächlich eine bestimmte Vorzugstemperatur oder Lieblingswärme hat. Es befanden sich 50 % aller Beobachtungen zwischen 25,5 und 30 °, also innerhalb eines 4,5 ° umfassenden Temperaturgebietes, 75 % zwischen 23 und 31,5 ° oder innerhalb von 8,5 °. Der Gesamtdurchschnitt betrug 27,0 °, nach den gereinigten Werten 27,9 °. Die größte Zahl Beobachtungen für 1 ° (1530 oder 13 % aller Beobachtungen) lag bei 29 °. Bei der Betrachtung der graphischen Darstellung erkennt man weiter eine deutliche Häufung der Beobachtungen bei 27—30 ° (5534 oder 47 % aller Beobachtungen). Dieses Gebiet dürfte wohl der tatsächlichen Vorzugstemperatur am besten entsprechen. Es muß hierbei noch berücksichtigt werden, daß für diesen Gesamtdurchschnitt Versuche unter sehr verschiedenen und auch ungünstigen Bedingungen verarbeitet wurden, so daß dadurch eine relativ große Streuung bedingt war. Übrigens zeigen die beiden Abbildungen noch das völlige Fehlen von Stauungen an den beiden Enden des Apparates.

Mit normalen Weibchen wurden bei normaler Luftfeuchtigkeit 40 Versuche gemacht (Exp. 1—40). Der Durchschnitt war 27,8 °, ge-

[1]) Diese Werte können den Eindruck erwecken, daß mit zunehmender Beobachtungsdauer die Vorzugstemperatur etwas erhöht wird, doch ist dies nicht regelmäßig der Fall, wie ein Vergleich der Einzelwerte zeigt.

reinigt 28,2 ° (Gesamtdurchschnitt 27,0 und 27,9 °). Von den Beobachtungen lagen 50 % zwischen 26,5 und 29 °, 75 % zwischen 24,5 und 32 ° (alle Versuche 25,5—30,0 bezw. 23,0—31,5 °). Die mit normalen Weibchen erhaltenen Ergebnisse stimmten also sehr gut mit dem Gesamtresultat überein (vgl. auch Abb. 1 mit 2). Das Gebiet der Vorzugstemperatur war dabei noch etwas schärfer umschrieben als bei der Zusammenstellung aller Versuche.

Die Versuche mit normalen Weibchen wurden in 4 Gruppen von 10 Experimenten zu verschiedenen Jahreszeiten gemacht. Die Durchschnittswerte der einzelnen Gruppen betrugen 29,6 ° (Mai—Juni), 28,1 ° (im September), 27,3 und 27,6 ° (November). Die jahreszeitlich bedingte Höhe der Außentemperatur beeinflußte also vielleicht die Vorzugstemperatur in geringem Maße.

Wichtig ist weiter noch, daß eine Gruppe von 10 Versuchen mit normalen Weibchen ausreichend war, um gute Annäherungswerte für die Vorzugstemperatur zu erhalten.

Mit Männchen wurde in 2 Gruppen von 10 Versuchen (Exp. 41 bis 60) ein Durchschnittswert von 28,7 °, gereinigt 28,9 ° erhalten. Verglichen mit den Weibchen ergaben sie einen um 0,7 ° höheren Durchschnitt (gereinigt). Die Unterschiede waren also nicht erheblich. Die erste Gruppe von Versuchen im September gab einen Durchschnitt von 28,8 °, die zweite Gruppe im Juni von 29,1 °. Der Unterschied betrug nur 0,3 °, war also noch geringer als bei den Versuchen mit Weibchen (1,5 °).

Weibchen nach der Blutaufnahme zeigten in 10 Versuchen (Exp. 61—70) einen Durchschnitt (gereinigt) von 27,4 °. Der Unterschied gegenüber Normalweibchen war — 0,8 °, dem Gesamtdurchschnitt gegenüber — 0,5 °.

Mit gezüchteten, höchstens 24 Stunden alten Weibchen wurde in 4 Versuchen (Exp. 71—74) ein Durchschnittswert von 27,7 ° erhalten, mit gezüchteten Männchen in 5 Versuchen (Exp. 75 bis 79) von 26,0 ° (gereinigt).

In diesen Versuchen wurden besonders mit Männchen niedrige Werte erhalten. Schlüsse lassen sich daraus nicht ziehen, da beinahe 30 % der Beobachtungen unter 20 ° lagen. Möglicherweise sind frisch ausgeschlüpfte Fliegen zur Bestimmung der Vorzugstemperatur wenig geeignet, da in diesem Zustande die Temperatur vielleicht nicht einen beherrschenden Einfluß auf ihre Reaktionen ausübt. Es kann aber auch durch die Züchtung bei den höheren Temperaturen des Warmzimmers eine Verschiebung der Vorzugstemperaturen nach unten eingetreten sein (vgl. auch Absatz 11).

Bei erhöhter Luftfeuchtigkeit erhielten wir in 10 Versuchen (Exp. 80—89) einen gereinigten Durchschnitt von 28,2 °. Bei erniedrigter Luftfeuchtigkeit gaben 10 Versuche (Exp. 90 bis 99) einen gereinigten Durchschnitt von 28,1 °. Die Werte stimmten im Durchschnitt und auch in der Temperaturspanne, die von 50 und 75 % der Beobachtungen eingenommen wurde, gut mit den normalen Weibchen überein, so daß stark erhöhte Luftfeuchtigkeit während unserer Beobachtungszeit keinen merkbaren Einfluß auf die Vorzugs-

temperatur ausübte. Weiter wurden noch die Luftfeuchtigkeitsverhältnisse im Versuchsraum umgekehrt, die Feuchtigkeit im warmen Teil erhöht und im kalten erniedrigt. Aus 10 Versuchen (Exp. 100—109) wurde ein Gesamtdurchschnitt (gereinigt) von 28,4 ° erhalten. Diese Angaben stimmten wieder mit den Werten für normale Weibchen gut überein. Die Temperaturspanne war nur 2,5 ° für 50 % der Beobachtungen und 6 ° für 75 % (bei normalen Weibchen 3 und 6,5 °). Es war also keine stärkere Streuung der Werte vorhanden.

Wir können aus diesen Versuchen nur schließen, daß während der von uns gewählten Beobachtungsdauer ½—¾ Stunde) die Höhe der Luftfeuchtigkeit keinen Einfluß auf die Vorzugstemperatur ausübte. Bei längerer Dauer würde dies dagegen wohl der Fall sein können.

Um den Einfluß der Außentemperatur auf die Vorzugstemperatur noch weiter zu untersuchen, wurde eine Anzahl Weibchen mehrere Tage im Eisschrank bewahrt (Exp. 110—118). Nach einem Aufenthalt von 3 Tagen wurde in 4 Versuchen ein gereinigter Durchschnitt von 27,1 ° erhalten, nach 5 Tagen von 27,6 ° in 5 Versuchen. Für die beiden Versuchsgruppen zusammen war der Durchschnitt 27,4 ° (gereinigt). Dieser Wert lag 0,8 ° unter dem Durchschnitt für normale Weibchen. Eine deutliche Verschiebung der Vorzugstemperatur war nicht erfolgt. Weiter fielen 50 % der Werte zwischen 25,5 und 29,0 °, für normale Weibchen zwischen 26,5—29,5 °. Die graphische Bearbeitung der Werte zeigte auch eine ziemlich geschlossene Kurve.

In einer weiteren Reihe von Versuchen wurde der Einfluß eines mehrtägigen Aufenthaltes im Warmzimmer untersucht. Nach 3 Tagen war in 5 Versuchen der gereinigte Durchschnitt 25,5 ° und in 3 Versuchen nach 5 Tagen 25,3 ° (Exp. 119—126). Der Durchschnitt für beide Versuchsgruppen zusammen war 25,4 ° (gereinigt). Wenn man die Beobachtungen graphisch darstellt, erhält man eine einigermaßen regelmäßige Kurve und den Eindruck, daß es sich hierbei tatsächlich um eine Verschiebung der Vorzugstemperatur nach unten handelt. Hierfür sprach auch die Tatsache, daß nach 3 und 5 Tagen im Warmzimmer sehr ähnliche Werte erhalten wurden. Weiter lagen 50 % der Beobachtungen zwischen 22,5 und 27,5 °, 75 % zwischen 21—28,5 °, bei normalen Weibchen zwischen 26,5 und 29 °, bezw. 24,5 und 32 °. Die Warmzimmerversuche wiesen also keine wesentlich größere Streuung auf.

Wegen der Bedeutung der hiermit verbundenen Frage wurden die Versuche bei einer Warmzimmertemperatur von durchschnittlich 28,4 ° wiederholt. In der ersten Gruppe von 10 Versuchen wurde nach einem Aufenthalt von 24 Stunden im Warmzimmer ein gereinigter Durchschnittswert von 28,1 ° erhalten. Nach 2 Tagen im Warmzimmer war in 10 Versuchen der gereinigte Durchschnitt 28,0 °, nach 3 Tagen 27,7 ° und nach 5 Tagen 26,8 °, jede Gruppe auf Grund von 10 Versuchen (Exp. 127—166). Vergleichen wir diese Versuchsreihen mit den Be-

obachtungen an normalen Weibchen (Durchschnitt 28,2 °), so sehen wir, daß die Temperaturwerte bis zu einem Aufenthalt von 3 Tagen gut miteinander übereinstimmten, während sich nach 5 Tagen eine Verminderung um 1,5 ° gegenüber den normalen Weibchen feststellen ließ. Denselben Eindruck erhält man beim Vergleich der oberen Grenzwerte für 50 und 75 % der Beobachtungen. Sie betrugen nach 1 Tag 30 und 31,5 °, nach 2 Tagen 30 und 32 °, nach 3 Tagen 29,5 und 31 °, nach 5 Tagen 28 und 29,5 ° und bei normalen Weibchen 29,5 und 31 °. Auffallend war noch der große Prozentsatz Fliegen, der nach 5 Tagen im kühleren Teil des Apparates blieb (13 % der möglichen Beobachtungen gegenüber 2—4 % nach 1—3 Tagen).

Aus diesen Beobachtungen können wir schließen, daß bei Fliegen, die für 1—3 Tage bei durchschnittlich 28,4 ° gehalten wurden (etwas über der normalen Vorzugstemperatur), die durchschnittliche Vorzugstemperatur keine wesentlichen Abweichungen aufwies, während nach 5 Tagen eine deutliche, allerdings doch auch nicht sehr bedeutende Verminderung (1,5 °) der Vorzugstemperatur festzustellen war. [1])

Schließlich möchten wir mit diesen Beobachtungen einige Versuche vergleichen, die mit *Stomoxys calcitrans* in Südafrika während des dortigen Sommers unter denselben Bedingungen mit einem ähnlich konstruierten Temperaturwahlapparat gemacht worden waren (Nieschulz und du Toit 1933). In 4 Versuchen, von denen 3 mit 5 und 1 Versuch mit 10 Fliegen ausgeführt wurden, lag der gereinigte Durchschnitt zwischen 27,4 und 30,3 °. Der Gesamtdurchschnitt betrug 28,7 °. Es handelte sich dabei um Normalweibchen bei normaler Luftfeuchtigkeit. Der Unterschied in der durchschnittlichen Vorzugstemperatur zwischen *Stomoxys* in Südafrika und Holland betrug nur 0,5 °, eine Differenz, die völlig innerhalb der normalen Fehlergrenzen lag. Die Vorzugstemperatur war hiernach also eine artgebundene Eigenschaft, die selbst nicht durch stark verschiedene klimatische Einflüsse abgeändert wurde.

Zusammenfassung.

In einem für diese Zwecke besonders gebauten Temperaturwahlapparat wurde die Vorzugstemperatur von *Stomoxys calcitrans* unter verschiedenen Bedingungen in 188 Versuchen an beinahe 12 000 Einzelbeobachtungen festgestellt.

Unter Vorzugstemperatur wurde dabei die Temperatur verstanden, die von den Fliegen nach $^1/_2$ Stunde aufgesucht wurde. Bis zu 5 Stunden konnte die Wärme als der beherrschende richtunggebende Reiz betrachtet werden. Nach 24 Stunden und länger machten sich andere Reize bemerkbar und verschleierten das Ergebnis.

[1]) In der ersten Versuchsreihe schienen die Unterschiede deutlicher zu sein, doch kann hierfür die geringere Anzahl von Versuchen und vielleicht eine etwas höhere Temperatur des Warmzimmers verantwortlich sein.

Die Vorzusgtemperatur betrug nach allen Beobachtungen zusammen durchschnittlich 27,9 °. Deutliche Häufungen der Beobachtungen lagen bei 27—30 ° (vgl. Abb. 2). Am meisten wurde 29 ° besucht.

Normale Weibchen zeigten in 40 Versuchen eine durchschnittliche Vorzugstemperatur von 28,2 °. Die Außentemperatur (Jahreszeit) beeinflußte die Vorzugstemperatur vielleicht in geringem Maße. Aufnahme von Blut übte keinen Einfluß aus.

Männchen wählten etwa dieselben Temperaturen wie die Weibchen.

Wesentliche Erhöhung oder Senkung der Luftfeuchtigkeit oder eine Umkehrung der Luftfeuchtigkeitsverhältnisse blieb während unserer Beobachtungszeit ohne Einfluß.

Nach 3—5tägigem Aufenthalt im Eisschrank war die Vorzugstemperatur unverändert.

Nach 3—5tägigem Aufenthalt im Warmzimmer (etwa 28 °) war der Durchschnitt zunächst in 8 Versuchen 25,4 °. In je 10 weiteren Versuchen waren die Werte nach 1, 2, 3 und 5 Tagen 28,1 ° bezw. 28,0 °, 27,7 ° und 26,8 °. Bis zu 3 Tagen bestand kaum eine Abweichung, nach 5 Tagen nur eine geringfügige.

In Südafrika war für *S. calcitrans* unter ähnlichen Versuchsbedingungen eine Vorzugstemperatur von 28,7 ° festgestellt worden. Die Unterschiede zwischen den Versuchen in Südafrika und Holland waren nur sehr gering.

Die Vorzugstemperatur scheint hiernach eine artgebundene, auch nicht durch wesentlich verschiedene klimatische Verhältnisse beeinflußbare Eigenschaft zu sein.

Literatur.

Herter, K., (1924), Zeitschr. vergl. Physiol. Bd. 1, S. 221—288.
Martini, E., (1918), Zeitschr. ang. Ent. Bd. 4, S. 34—70.
Martini, E., und Teubner, E., (1933), Arch. Schiffs- und Trop. hyg. Bd. 37, Beih. 1, S. 1—80.
Nieschulz, O., (1933), Zoolog. Anz. Bd. 103, S. 21—29.
— — (1933a), Nederl. Ind. Blad. Diergeneeskd. Bd. 45, S. 231—238.
— — (1933b), Zeitschr. Parasitenkd. Bd. 6, S. 220—242.
Nieschulz, O., und du Toit, R., (1933), Zentr. Bakt. II, Bd. 89, S. 244—249.

(NOT DON
LN

Beiträge zur Morphologie und Physiologie des Genitalapparates der weiblichen Lepidopteren.

Von

Herbert Weidner.

(Aus dem Zoologischen Institut der Universität Halle-Wittenberg.)

(Mit 34 Abbildungen.)

Inhalt.

Seite

Einleitung 240
Material und Methode 240
I. Morphologische Untersuchungen 241
A. Allgemeiner Überblick 241
1. Die Segmentierung des Abdomens 241
2. Die Ovarien und Eileiter 242
3. Die Bursa copulatrix 243
4. Das Receptaculum seminis 244
5. Die Kittdrüsen 248
6. Die Nervenversorgung der Ausführgänge 248
B. Spezielle Untersuchungen 248
1. Genitalapparate mit einer einfachen Bursa 248
a) *Bombyx mori* L. 248
b) *Cossus cossus* L. 250
c) *Vanessa io* L. und *urticae* L. 251
d) *Operophthera brumata* L. 252
e) *Phalera bucephala* L. 253
f) *Dicranura vinula* L. 254
g) *Sphinx ligustri* L. und *Deilephila euphorbiae* L. 254
2. Genitalapparate, deren Bursa einen Anhang am Fundus besitzt . . . 256
a) *Lymantria dispar* L. 256
b) *Euchloe cardamines* L. 257
c) *Gonepteryx rhamni* L. 258
d) *Pieris*-Arten und *Aporia crataegi* L. 259
3. Genitalapparate, deren Bursa einen seitlichen Anhang besitzt . . . 260
a) *Stilpnotia salicis* L. 260
b) *Zygaena achilleae* Esp. und *filipendulae* L. 261
c) *Arctiiden* 264
II. Physiologische Untersuchungen 264
1. Die Spermatophore 265
2. Die Funktion der Bursa copulatrix 269
a) Das Bursasekret 269
b) Die Lamina dentata 275
3. Die Funktion des Receptaculum seminis 278
a) Die Füllung des Receptaculum seminis 278
b) Die Eiablage 282
Zusammenfassung 284
Literatur 285

Einleitung.

Der Genitalapparat der weiblichen Lepidopteren wurde morphologisch schon sehr häufig untersucht (zuerst 1669 von Malpighi, dann von Reaumur, Swammerdam, Lyonet, de Geer u. a. m.), seltener entwicklungsgeschichtlich (Herold und Jackson u. a. m.) und nur von Stitz und Marshall histologisch. Seit Petersen auf die Brauchbarkeit der Ausführgänge dieses Organes für systematische Zwecke hingewiesen hatte, wurden nach seinen vorbildlichen Arbeiten viele derartige Untersuchungen durchgeführt (Heinrich, Heydemann, Richards und Thomson u. a. m.). Dagegen fehlten physiologische Untersuchungen seit v. Siebold, der die allgemeine Bedeutung der einzelnen Anhangsorgane des Genitalapparates des Schmetterlingsweibchen erkannt hatte, so gut wie vollständig. Nur vereinzelt finden sich auf Grund der morphologischen Befunde angestellte Überlegungen über die Arbeitsweise der einzelnen Organe. Nur Klatt und neuerdings wieder Heberdey haben eine Übersicht über die vielen noch ungelösten Fragen über die Funktion dieser Anhangsorgane gegeben. Klatt hat zugleich einen Weg gezeigt, wie diese Fragen experimentell gelöst werden können. Der Versuch, zur Lösung eines Teiles dieser Fragen beizutragen, ist die Aufgabe der vorliegenden Arbeit. Daneben mußte aber zuerst noch die feinere Anatomie dieser Organe klargelegt werden, da alle vorhergehenden Untersuchungen auf das Äußerliche beschränkt geblieben waren.

Auch an dieser Stelle möchte ich Herrn Professor Dr. B. Klatt für die Anregung zu dieser Arbeit und für weitgehende Förderung ergebensten Dank sagen; insbesondere auch für die freigiebige Überlassung von reichem Material aus seinen Schwammspinnerzuchten. Ferner bin ich Herrn Professor Dr. L. Brüel, Herrn Privatdozenten Dr. W. Ludwig und Herrn Dr. E. Menner für mancherlei gute Ratschläge zu großem Dank verpflichtet.

Material und Methode.

Die Untersuchungen wurden hauptsächlich an *Lymantria dispar* L. angestellt. Die Falter stammten zum Teil aus der Zucht von Herrn Prof. Dr. Klatt (strenge Inzucht seit 1912), zum Teil aus Gelegen von Freilandtieren. Verarbeitet wurden von *Lymantria* insgesamt 150 Weibchen. Außerdem wurden noch untersucht: *Cossus cossus* L. (1), *Operophthera brumata* L. (7), *Spilosoma lubricipeda* L. (1), *Arctia caja* L. (2), *Callimorpha dominula* L. (2), *Zygaena filipendulae* L. (11), *Zygaena achilleae* Esp. (8), *Dicranura vinula* L. (14), *Phalera bucephala* L. (10), *Stilpnotia salicis* L. (8), *Bombyx mori* L. mit gelben Konkons (20), *Sphinx ligustri* L. (14), *Deilephila euphorbiae* L. (4), *Saturnia spini* Schiff. (1), *Aporia crataegi* L. (1), *Pieris rapae* L. (4), *P. brassicae* L. (2), *P. napi* L. (2), *Euchloe cardamines* L. (3), *Gonepteryx rhamni* L. (2), *Vanessa io* L. (5) und *V. urticae* L. (4). Diese Tiere wurden zum Teil in der Umgebung von Halle gefangen, zum Teil aus Puppen gezogen. Die hinter den Namen stehende Ziffer gibt nur die Anzahl der für genauere Untersuchungen verwendeten Falter an. Die Zahl der gezüchteten Tiere insgesamt ist natürlich eine sehr viel höhere, so war z. B. von 80 aus einem bei Naumburg gesammelten Gelege von *V. io* stammenden Faltern die überwiegende Mehrzahl männlich.

Zur Kopulation wurden die Schwammspinner in umgelegte Einmachgläser gebracht (Klatt, 1913), die meisten übrigen Schmetterlinge dagegen in 40 cm lange Tüllzylinder mit einem Durchmesser von 20 cm, die Seidenspinner in Pappschachteln von 8 × 8 × 2,5 cm, die wegen der Flugunfähigkeit der Falter oben offen bleiben konnten.

Um Beobachtungen am überlebenden Abdomen machen zu können, wurden die Tiere durch Zerdrücken der Brust getötet, dann das Abdomen abgeschnitten und in physiologischer Kochsalzlösung (0,8—0,9 %) unter dem Binokularmikroskop präpariert. Mit etwaigen Einwänden gegen diese Methode setzt sich bereits Klatt (1920) auseinander. Beim Schwammspinner wurde vor dem Abtöten der Tiere die Afterwolle durch leichtes Schaben mit der Pinzette entfernt, da sie bei der Präparation außerordentlich erschwerend wirkte.

Für die histologischen Untersuchungen erzielte ich die besten Resultate bei Fixierung mit dem Zimmerschen Gemisch (Romeis). Die Einbettung erfolgte über Methylbenzoadzelloidin und Benzol in Paraffin Nur wenn die Bursa mit einer Spermatophorenhülle gefüllt war, war beim Schneiden Bestreichen der Schnitte mit Mastixkollodium notwendig. In den seltenen Fällen, in denen Chitin erweicht werden mußte, befriedigte am besten die bei Koch angegebene Methode. Die Schnitte wurden gewöhnlich mit Hämalaun und Eosin gefärbt. Sehr schöne Bilder erhielt ich auch durch Azanfärbung (Romeis).

Die oft nur mit Alkohol fixierten Totalpräparate wurden mit Parakarmin oder wässerigen Naphthazerin gefärbt. Die Spermatophoren-, Receptaculum- und Hodenausstriche wurden nach der Fixierung mit Osmiumdämpfen mit Opalblau nach Bresslaus Methode behandelt.

Vom untersten Teil des Receptaculumganges von *Lymantria dispar* wurde eine Rekonstruktion in 375facher Vergrößerung hergestellt. Dazu wurde der Gang in eine Serie von 4 μ dicken Schnitten zerlegt, die mit Hilfe des Seibertschen Zeichenmikroskopes „Promar" gezeichnet wurden. Um mit diesem Apparat die starke Vergrößerung zu erhalten, wurde in seine Objektivfassung ein Messingring eingeschraubt, auf dem ein „Busch"-Projektionsobjektiv aufgesetzt werden konnte. Die Zeichnungen wurden auf eine 1,5 mm dicke Zelluloidplatte übertragen, mit der Laubsäge ausgeschnitten und mit Azeton zusammengeklebt.

I. Morphologische Untersuchungen.

A. Allgemeiner Überblick.

1. Die Segmentierung des Abdomens. — Das ganze Abdomen der weiblichen Schmetterlinge besteht aus 10 Segmenten. Von diesen sind die beiden letzten Segmente miteinander verschmolzen und bilden die beiden Endplatten, die Labien oder Laminae abdominales (Abb. 1, Lab.). In den meisten Fällen hängen sie auf der Dorsalseite zusammen, während sie ventral auseinanderklaffen und eine Furche zwischen sich einschließen. Cranialwärts setzen sie sich in zwei lange Apophysen (Ap. II) fort, an denen Muskeln ansetzen. Diese dienen zum Ein- und Ausstülpen der Endplatten, die in der Ruhelage mit dem 8. Segment fernrohrartig in das Abdomen zurückgezogen sind. Durch einen leichten Druck auf das Abdomen des lebenden oder frisch getöteten Falters kann man ihr Ausstülpen hervorrufen. Zwischen den Endplatten liegen die Vaginal- und Afteröffnungen (O. P. und A.). Beide liegen bei den meisten Schmetterlingen so eng zusammen, daß sie von früheren Autoren für eine einzige Öffnung gehalten wurden. Herold war der erste, der erkannte, daß Vaginal- und Afteröffnung getrennt voneinander liegen.

Mit Ausnahme einiger Kleinschmetterlinge[1]) besitzen alle übrigen Schmetterlinge noch eine zweite Genitalöffnung, das Ostium bursae (O. B.), auf der Ventralseite des

[1]) Diese Kleinschmetterlinge mit nur einer Genitalöffnung und zwar im 8. Segment sind nach Petersen und Philpott die *Hepialiden*, *Micropterygiden*, *Eriocraniden*, *Adelinen*, *Nepticuliden*, unter den *Phyllocnistinen* die Gattung *Opostega*, unter den *Tineinen Nemophora*, *Incurvaria*, *Phylloporia* sowie ein Teil der *Psychiden (Fumea)*.

achten Segmentes. Diese Öffnung ist stark chitinisiert und oft mit Höckern, Stacheln und ähnlichen Chitingebilden versehen. Sehr häufig ist sie nahe an das siebente Segment herangerückt und manchmal liegt sie sogar in der weichen Intersegmentalhaut zwischen dem achten und siebenten Segment. Auch das achte Segment ist, wie bereits erwähnt, im Ruhezustand in das Abdomen zurückgezogen. Es setzt sich nach innen ebenfalls in zwei Apophysen fort, an denen die zum Ausstülpen des Segments notwendigen Muskeln ansetzen.

2. Die Ovarien und Eileiter. — Der innere Genitalapparat der Lepidopteren besteht aus zwei Ovarien mit gewöhnlich je vier Eiröhren. Ausnahmen machen auch hier wieder nur einige Kleinschmetterlinge, und zwar nach Cholodkovsky und Jackson *Psyche helix* mit sechs, *Sesia scoliiformis* mit 14 und *Nematois metallicus* mit 12 bis 20 Eischläuchen auf jeder Seite. Die Eischläuche (Abb. 1, E.) jedes dieser Ovarien vereinigen sich zu einem kurzen Ovidukt (O.) und die beiden Oviducte zu einem Oviductus

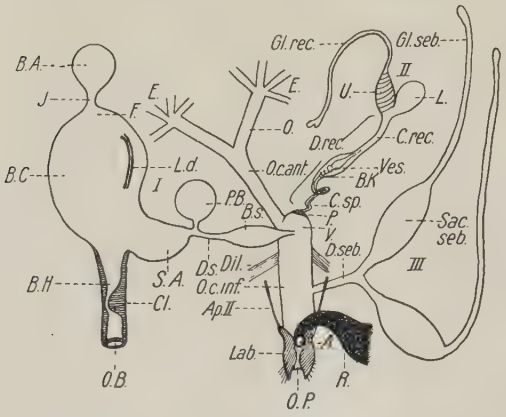


Abb 1. Schema des Genitalapparates eines weiblichen Schmetterlings. *I* = Bursa copulatrix, *II* = Receptaculum seminis, *III* = Kittdrüsen.

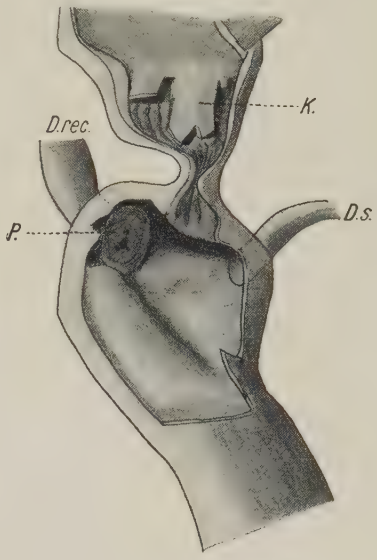


Abb. 2. *Saturnia spini* Schiff. Vestibulum dorsal aufgeschnitten. Vergr. rund 35×.

communis. An diesem kann man zwei Teile unterscheiden, den Oviductus communis anterior (O. c. ant.), und inferior (O. c. inf.), wie sie von Horlbog benannt wurden. Ersterer verengert sein Lumen bald durch nach innen vorspringende Längsfalten und mündet dann etwas seitlich in das erweiterte Vestibulum (V.). Diese Längsfalten im Oviductus communis anterior können, wie ich bei *Saturnia spini* Schiff. gefunden habe, noch durch Chitinklappen (Abb. 2, K) verstärkt werden, die sich wie Türen einer Schleuse nur auf einen Druck vom oberen Teil des Oviduct her öffnen können, auf einen Druck vom Vestibulum jedoch den Oviduct fest abschließen. Weiterhin münden in das Vestibulum links auf einer ventralen Papille (Abb 1 und 2, P.) das Receptaculum seminis und etwas schräg darunter rechts der Ductus seminalis (D. s.), der mit der Begattungstasche, der Bursa copulatrix (Abb. 1, I) in Verbindung steht, die durch das Ostium bursae (O. B.) nach außen mündet und wie das Receptaculum seminis (II) links vom Oviduct liegt. In den wenigen Fällen, in denen das Ostium bursae fehlt, mündet an Stelle des Ductus seminalis die Bursa selbst in das Vestibulum. Dies ist ein primitiver Zustand; denn er kann an den weiblichen Genitalorganen bei allen Schmetterlingen während der Entwicklung vom zweiten bis vierten Tag der Puppenruhe festgestellt werden. Rechts und links am Vestibulum, etwas unter der Receptaculummündung setzt ein Muskel, der Dilatator des

Vestibulum (Dil) an, der zu den Apophysen des achten Segmentes zieht. Auf das Vestibulum erfolgt wieder eine Verengung des Eileiters durch in das Innere vorspringende Papillen. Dieser letzte Teil des Eileiters, der dann zwischen den Endplatten nach außen führt, ist der Oviductus communis inferior (O. c. inf.), den man vielfach mit einer bei den Lepidopteren nicht ganz zutreffenden Bezeichnung auch Vagina genannt hat. In ihn ergießen die Kittdrüsen oder Glandulae sebaceae (III) ihr Sekret, die bei den meisten Schmetterlingen die auffallendsten Anhangsgebilde des weiblichen Geschlechtsapparates darstellen. Den *Psychiden* jedoch sollen sie nach Linstow und der *Tineola biseliella* nach Stitz fehlen. Bei manchen Schmetterlingen münden endlich ganz am Ende des Oviductus communis noch ein Paar Duftdrüsen ein, so z. B. bei den *Zygaenen.*

3. Die Bursa copulatrix. — Das Ostium bursae führt in ein sackartiges Organ (Abb. 1, I), die Bursa copulatrix (nach der Bezeichnung v. Siebolds). An der Bursa kann man meistens zwei Teile unterscheiden, einen am Ostium bursae entspringenden Hals, den Cervix oder Ductus bursae (B. H.), und einen an diesem aufsitzenden Körper, das Corpus bursae (B. C.). Der Hals kann allmählich in den Körper übergehen, oder er kann sich plötzlich zu dem Körper erweitern. Die Länge des Halses ist außerordentlich wechselnd; bisweilen scheint er ganz zu fehlen Der Körper kann eine einfache sackförmige Gestalt haben oder mit Anhängen ausgestattet sein. Seine Wölbung ist der Fundus (F.). Eine von diesem Fundus ausgehende Ausstülpung nennt man den Bursaanhang oder das Caput bursae (B. A.). Am Ende des Bursahalses, in seiner Mitte, an seiner Einmündungsstelle in den Körper oder am Körper selbst kann der zum Oviduct führende Samengang oder Ductus seminalis (D. s.) entspringen. Seine Länge ist bei den verschiedenen Faltern sehr wechselnd. Nach Petersen (1909) hat seine Ursprungsstelle große Bedeutung für die Phylogenie der Schmetterlinge. Je höher er am Körper entspringt, um so phylogenetisch jünger soll das Tier sein. Wenn er am Körper entspringt, so kann dieser eine weite, seitliche Ausstülpung bilden, die sich in dem Ductus seminalis fortsetzt. Diese Ausstülpung (S. A.) ist noch zur Bursa zu rechnen und nicht zum Ductus seminalis, da sie nach der Begattung den Hals der Spermatophore aufnimmt und auch histologisch denselben Bau wie die Bursa aufweist.

Zwischen Bursa und Ductus seminalis schiebt sich in manchen Fällen noch ein mehr oder minder großes sackartiges Gebilde ein, das von den meisten Autoren als Bulla seminalis, von einigen anderen aber als Pseudobursa (P. B.) bezeichnet wird. Ich halte die Bezeichnung Pseudobursa aus später noch dargelegten Gründen für angebracht, zumal die Bezeichnung Bulla seminalis auch für bloße Erweiterungen des Ductus seminalis (B. s.) angewendet wird. Schon jetzt möchte ich betonen, daß nach meiner Ansicht die Erweiterung des Ductus seminalis, die Bulla seminalis, mit der Pseudobursa morphologisch nicht identisch sein kann.

Die Bursa copulatrix besitzt ein einschichtiges Epithel. Es ist begleitet von einer farblosen Chitincuticula, die oft Zähnchen trägt, die sehr klein sind und ebenfalls aus farblosem Chitin bestehen oder stärker sind und aus gelbem und braunem Chitin bestehen. In den meisten Fällen bilden sie sich an ein oder zwei bestimmten Stellen des Bursakörpers besonders zahlreich und stark aus und so entstehen die Laminae dentatae (L. d). Der Bursahals ist ebenfalls mit farblosem oder braunem Chitin ausgekleidet, das oft eine Papille, die Clitoris (Cl.), nach innen vorschiebt, durch die der Hals geschlossen werden kann. Nach Petersen (1909) ist das Tier phylogenetisch um so jünger, je stärker die Chitinisierung in der Bursa ist. Die Außenseite des Bursahalses und meistens großer Flächen des Bursakörpers sind mit quergestreiften Muskeln besetzt. Der Ductus seminalis besteht aus einem einschichtigen Zylinderepithel und besitzt ebenfalls eine farblose Chitinintima und eine Längs- und eine Ringmuskelschicht.

Um bei der folgenden Beschreibung der von mir untersuchten Genitalapparate unliebsame Wiederholungen zu vermeiden, hielt ich es für zweckmäßig, nach den angedeuteten Gedankengängen von Petersen Bursatypen aufzustellen, die sich voneinander ableiten

lassen, ohne damit allerdings eine Phylogenie der Bursa geben zu wollen. Folgende Gruppen und Unterabteilungen sind zu unterscheiden:

I. Die einfache Bursa.
   a) mit glatter Chitinintima *(Bombyx mori, Cossus cossus)*,
   b) mit von Zähnchen besetzter Chitinintima und einem hervortretenden Muskelwulst *(Vanessa io* und *urticae)*,
   c) mit einer Lamina dentata, an der Muskeln ansetzen *(Operophthera brumata, Phalera bucephala, Dicranura vinula, Sphinx ligustri, Deilephila euphorbiae.*

II. Die Bursa mit einem Anhang am Fundus und
   a) mit glatter Chitinintima *(Lymantria dispar)*,
   b) mit von kleinen Zähnchen besetzter Chitinintima *(Euchloe cardamines)*,
   c) mit starker Lamina dentata, aber über den ganzen Körper verteilten Muskeln *(Gonepteryx rhamni)*,
   d) mit einer Lamina dentata, an der Muskeln ansetzen *(Aporia crataegi, Pieris brassicae, rapae* und *napi)*.

III. Die Bursa mit einem seitlichen Anhang am Körper, und zwar ist er:
   a) eine Erweiterung der Bursa vor Beginn des Ductus seminalis *(Spilpnotia salicis)*,
   b) eine Pseudobursa *(Zygaena achilleae* und *filipendulae)*,
   c) eine Erweiterung der Bursa wie in a) und eine Pseudobursa *(Arctia caja, Spilosoma lubricipeda, Callimorpha dominula)*.

4. Das Receptaculum seminis (Abb. 1, II), das den Samen für längere Zeit lebend aufbewahrt und auf die Eier beim Befruchtungsakt verteilt, ist bei allen Schmetterlingen bedeutend einheitlicher, als die Bursa copulatrix gebaut. Man kann nur zwei Typen unterscheiden, und zwar ein einfaches und ein zweigeteiltes Receptaculum. Das erstere soll nach Eidmann (1929) aus dem zweigeteilten durch Verwachsung entstanden sein. Das Receptaculum seminis vom zweigeteilten Typus zeigt folgenden Bau: Zu oberst findet sich eine schlauchförmige, bisweilen an ihrem Ende geweihartig verzweigte Drüse, die Glandula receptaculi (Gl. rec.), deren Länge bei den einzelnen Schmetterlingsarten sehr verschieden sein kann. Das Epithel der Receptaculumdrüse wird in den meisten Fällen von schmalen, aber sehr hohen keulenförmigen Zellen gebildet, die oft eine Auftreibung an der Stelle aufweisen, wo der Kern liegt. Nahe der Oberfläche ihrer dem Lumen der Drüse zugekehrten Seite liegt stets ein deutlich darstellbares Körnchen (Centriol). Auf dieser freien Oberfläche besitzen auch die Zellen eine feine Chitincuticula. Die Receptaculumdrüse erweitert sich zu dem Utriculus (nach Horlbog; = Lagena nach Eidmann [1929]) (U.), dessen innere Oberfläche durch viele nach innen vorspringende ringförmige Falten stark vergrößert und dessen Außenseite von quergestreiften Muskeln besetzt ist. Sein Epithel besteht aus hohen Zellen. An seiner linken Seite entspringt das eigentliche Receptaculum oder nach der Bezeichnung von Horlbog die Lagena (L.), die ein niedrigeres Epithel und eine schwächere Muskulatur als der Utriculus besitzt. Dieser und die Lagena können verschieden stark miteinander verwachsen sein. Sind sie vollkommen miteinander verwachsen, so haben wir den einfachen Receptaculumtypus vor uns. Da das Receptaculum wie die Bursa ectodermaler Herkunft ist (Nusbaum, Palmén, Jackson), so sind die Innenwandungen aller seiner Teile wie die der Bursa von einer dünnen, farblosen Chitincuticula überzogen. Utriculus und Lagena haben einen gemeinsamen Ausführgang, den Ductus receptaculi (D. rec.), an dem zwei Teile zu unterscheiden sind, ein oberer, der Canalis receptaculi (C. rec.), und ein unterer, der Canalis spiralis (C. sp.), der das von Eidmann (1929) Binnenapparat genannte Gebilde (B. K.) enthält.

Der Canalis receptaculi besitzt ein einfaches hohes Zylinderepithel, dessen Innenseite mit einer dünnen farblosen Chitincuticula ausgekleidet ist, und um dessen Außenseite sich Ringmuskeln ziehen (Abb. 3). Allmählich verstärkt sich die Chitincuticula auf der einen etwa die Hälfte bis

drei Viertel des Gangumfanges einnehmenden Seite immer mehr, während der übrige Teil des Gangumfanges die frühere dünne Chitincuticula beibehält (Abb. 4). Am Übergang zwischen der stärkeren und schwächeren Chitincuticula wölbt sich das Epithel vor (Abb. 5), so daß das ganze Ganglumen semmelförmig eingeschnürt wird. Je stärker die Chitincuticula wird, um so mehr wird die von ihr bekleidete Rinne von der weniger stark chitinisierten abgeschnürt, so daß sie schließlich nur noch durch einen schmalen Spalt, der sich zuletzt zu einer Naht zusammenlegt, mit der letzteren zusammenhängt. Auf diese Weise sind zwei nebeneinander verlaufende Kanäle entstanden, von denen der eine schwach und der andere stark chitinisiert ist. Dieser stark chitinisierte Kanal verengert nun seinen Durchmesser plötzlich auf mehr als ein Viertel und macht dabei gleichzeitig in seinem Verlauf eine Biegung von etwa 45 bis nicht ganz 90°, windet sich also langsam um den anderen herum (Abb. 6 bei *). Dieser Winkel ist bei den einzelnen Schmetterlingsarten verschieden groß. Dann verengert der stark chitinisierte Kanal sich bis zu seiner Mündung ins Vestibulum nur noch ganz wenig. Seine Chitincuticula ist außerordentlich dick und hat die Gestalt eines bis zum gegenseitigen Berühren seiner Hörner zusammengebogenen Halbmondes (Abb. 8). Der Durchmesser des Lumens dieses Kanals (B. K.) ist außerordentlich eng. Eine Naht in der Chitincuticula zeigt an, daß der Kanal sich aus dem daneben

Abb. 3. *Lymantria dispar* L. Canalis receptaculi, Querschnitt. Vergr. 233×.

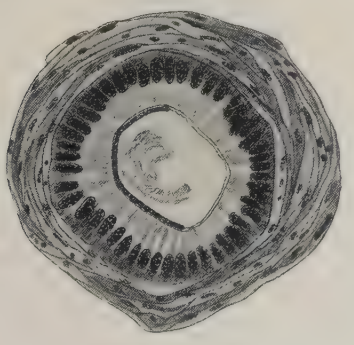


Abb. 4. *Lymantria dispar* L. Oberer Teil der Vesicula, Querschnitt. Vergr. 233×. Im Lumen befindet sich Sperma.

Abb. 5. *Lymantria dispar* L. Unterer Teil der Vesicula, Querschnitt. Vergr. 233×. Im Lumen der Vesicula, die gegen den C. sp. abgeschlossen ist, befindet sich Sperma.

verlaufenden weniger chitinisierten Kanal abgespalten hat. Dieser hat sich nach der plötzlichen Verengung des stark chitinisierten Ganges etwas erweitert. Das Lumen der beiden Kanäle zusammen nimmt jetzt einen geringeren Raum ein, als das Lumen des Canalis receptaculi, da die die beiden Kanäle

trennenden Epithelleisten in das Lumen vorspringen. Dazu kommt noch, daß der Durchmesser des Ductus receptaculi in dieser Region viel geringer ist als weiter oben. Das Epithel hat hier dieselbe Beschaffenheit wie am Canalis receptaculi. Es bildet um den stark und schwach chitinisierten Kanal einen gemeinsamen Ring, der nur durch die zwei nach innen vorspringenden und die beiden Kanäle trennenden Wülste gestört wird (Abb. 8). Beide Wülste berühren sich aber nie vollständig. Die zwischen ihnen freibleibende Lücke wird von Chitin ausgefüllt, in dem sich dann die bereits

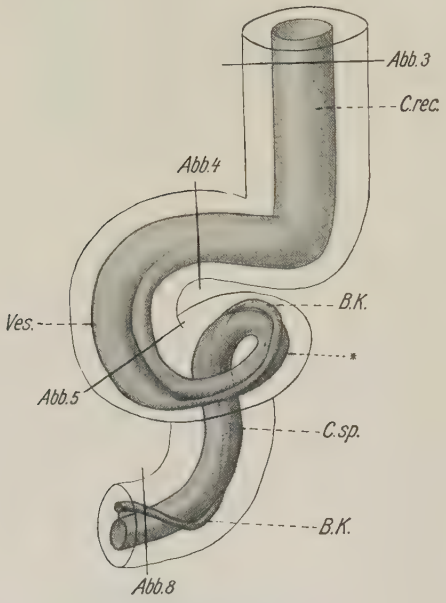


Abb. 6. *Lymantria dispar* L. Schema des unteren Teiles des Receptaculumganges. Es soll das Verhältnis zwischen dem Verlauf des Canalis spiralis und des Befruchtungskanales gezeigt werden.

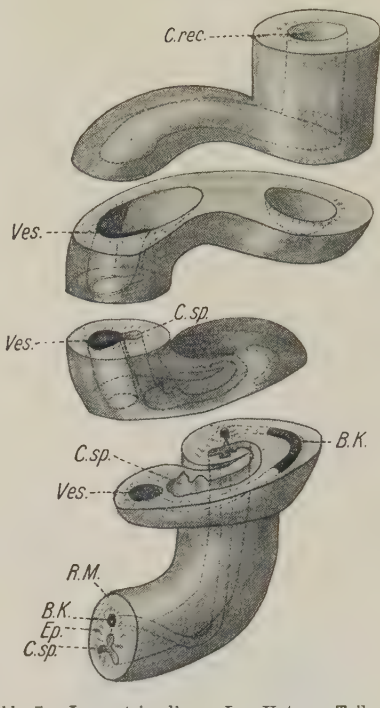


Abb. 7. *Lymantria dispar* L. Unterer Teil des Receptaculumganges, durch Querschnitte zerlegt. Vergr. etwa 115×.

erwähnte Naht befindet. Die innere Wandung des Epithels ist glatt, soweit es sich um den stark chitinisierten Kanal legt, während es in den schwach chitinisierten Gang vielfach Falten vorschiebt. Der stark chitinisierte Gang ist bei allen von mir untersuchten Tieren mehr oder minder stark spiralig gewunden, der schwach chitinisierte dagegen muß nicht immer alle Windungen des engen Kanals mitmachen, sondern er bildet vielfach nur die Achse, um die sich jener herumwindet (Abb. 6 u. 7). Dabei erstreckt sich die Aufwölbung des Ductus receptaculi, die er häufig an der Gabelungsstelle des Canalis receptaculi zeigt, auch auf diese Gegend. Auch dann, wenn der wenig chitinisierte Kanal spiralenförmig gewunden ist, verläuft der enge Kanal nie vollkommen parallel, sondern windet sich etwas um ihn herum. Die Spiralwindungen zeigen bei fast allen von Horlbog

und von mir untersuchten Schmetterlingen eine plötzliche Umkehr ihrer Drehungsrichtung an irgend einer Stelle, auf die zuerst Klatt (1920) aufmerksam gemacht hat. Horlbog, der seine Untersuchungen nur an Kalilaugepräparaten ausführte, hat den Kanalcharakter des engen stark chitinisierten Kanales nicht erkannt. Er beschreibt ihn als eine von innen her mehr oder weniger ausgehöhlte massive Wandverstärkung, der die Aufgabe einer Stützrinne des Canalis spiralis zufällt. Nach der Funktion des engen Kanales, die später erläutert werden wird, soll er in Anlehnung an Stein, der ähnliche Verhältnisse bei einem Wasserkäfer (*Colymbetes fuscus* L. (*Dytiscidae*) beschrieben hat, mit Befruchtungskanal bezeichnet werden, das trichterförmige Gebilde aber an der Ursprungsstelle der beiden Kanäle (Abb. 6 u. 7, Ves.) nach Horlbog mit Vesicula. Der Name Canalis spiralis oder Spiralkanal bleibt dann auf den weiten schwach chitinisierten Kanal beschränkt. Das Größenverhältnis der Kanäle zueinander ist aus den folgenden beiden Tabellen zu entnehmen.

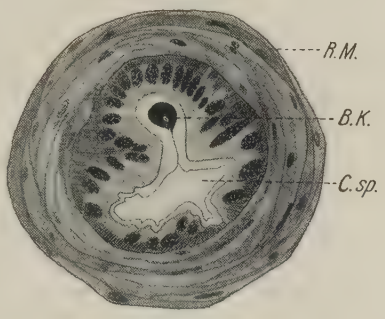


Abb. 8. *Lymantria dispar* L. Unterster Teil des Ductus receptaculi, Querschnitt. Vergr. 224×. Im Lumen des B. K. befindet sich Sperma.

Lymantria dispar.

	Schnitt durch die Gegend der Vesicula		Schnitt durch die Gegend des C. spiralis	
	großer ⊖[1])	kleiner ⊖	großer ⊖	kleiner ⊖
	μ	μ	μ	μ
Außenmaße des D. receptaculi	250	200	206	187
Lumendurchmesser des C. spiralis	85,5	90,37	38	51,95
Lumendurchmesser des Befruchtungskanals			4,76	3,195

Cossus cossus.

	Schnitt durch die Gegend der Vesicula		Schnitt durch die Gegend des C. spiralis	
	großer ⊖	kleiner ⊖	großer ⊖	kleiner ⊖
	μ	μ	μ	μ
Außenmaße des D. receptaculi	283	204,3	195,6	160
Lumendurchmesser des C. spiralis	33	88	45,6	88
Lumendurchmesser des Befruchtungskanals	127	48,9	6,52	4,8

[1]) Die Bezeichnung „großer ⊖“ und „kleiner ⊖“ gilt nur für die Außenmaße des Ductus receptaculi.

Wie der Canalis receptaculi, so ist auch die Canalis spiralis-Region von Ringmuskeln umgeben, deren Lage in der Gegend der Vesicula an der stark chitinisierten Seite etwa halb so dick ausgebildet ist, wie an der schwächer chitinisierten Seite (Abb. 5). Eine Querstreifung konnte ich an den Muskeln des gesamten Receptaculumganges bei den von mir angewandten Fixierungs- und Färbemethoden nicht feststellen — auch nicht bei Färbung mit Hämatoxylin nach Heidenhain —, während eine Querstreifung an den Muskeln am Utriculus, am Oviduct und an der Bursa copulatrix immer deutlich zu sehen war. — Der Canalis spiralis und Befruchtungskanal enden endlich gemeinsam auf einer in das Vestibulum vorspringenden scheibenförmigen Papille (Abb. 1, P.; Abb. 2, P.) mit hohen Epithelzellen, auf der stets Sekret zu liegen scheint. Die Oberfläche der Papille kann konvex oder konkav sein.

5. Die Kittdrüsen oder Glandulae sebaceae (Abb. 1, III) bestehen aus zwei oft außerordentlich langen, meistens glatten, bisweilen aber geweihartig verzweigten Drüsenschläuchen (Gl. seb.), die im Abdomen aufgeknäult sind. Sie haben hohes Zylinderepithel, das auf seiner inneren Seite eine dünne Chitincuticula aufweist. Unter dieser Chitincuticula liegen am Ende mancher Epithelzellen kleine unregelmäßige Körperchen, die auch Marshall bei *Hemileuca Maia* Drury festgestellt hat. Da sie sich bei Azanfärbung wie das Kittdrüsensekret blau färben, so möchte ich sie für Anhäufung von Sekret halten. Die Drüsenschläuche erweitern sich je zu einem von ihrem Sekret gewaltig aufgetriebenen dünnwandigen Saccus sebaceus (Sac. seb.), dessen ebenfalls von einer schwachen Chitinintima überzogenes Epithel viel flacher als das der Drüsenzellen ist. Diese beiden Reservoire vereinigen sich zu einem gemeinsamen Ausführgang, dem meist sehr kurzen Ductus sebaceus (D. seb.). Er mündet trichterförmig in den Oviductus communis inferior und wird außen von starken Ringmuskeln umgeben. Die Einmündung der Kittdrüsen in den Oviduct liegt meistens auf seiner dorsalen Seite; es kommen aber gelegentlich auch Fälle vor, wo sie bei Tieren selbst derselben Art bald auf der rechten, bald auf der linken oder gar ventralen Seite des Oviductes liegt. Wie Petersen die Bursa copulatrix und das Receptaculum seminis für systematische Zwecke benützte, so will neuerdings Eidmann (1929, 1930) daneben noch die Form der Kittdrüsen in gleicher Weise verwenden.

6. Die Nervenversorgung der Ausführgänge des weiblichen Genitalapparates und der komplizierten Legeröhrenmuskulatur erfolgt nach den Untersuchungen von Peytoureau vom letzten Abdominalganglion her, das durch Verschmelzung der Ganglien des 6. bis 10. Segments entstanden ist. Das letzte von diesem Ganglion abgehende Nervenpaar zieht an den Oviductus communis unterhalb der Kittdrüsenmündung und sendet Äste an die Kittdrüsen ab. Das vorletzte Nervenpaar zieht zum Vestibulum, wo es sich stark verästelt, und schickt einen Ast zum Receptaculum seminis.

Alle Anhangsorgane des weiblichen Genitalapparates sind reichlich mit Tracheen versorgt, und bei den meisten Schmetterlingen vom Fettkörper umgeben, der die Präparation erheblich erschwert.

B. Spezielle Untersuchungen.

1. Genitalapparate mit einer einfachen Bursa.

a) *Bombyx mori* L.

Die erste Beschreibung stammt von Marcello Malpighi (1669). Seine Zeichnung ist so gut, daß sie selbst in neueren Lehrbüchern Aufnahme gefunden hat (z. B. Berlese). Bei den Bearbeitungen des Genitalapparates aus neuerer Zeit (1845) durch Bassi (zit.

bei van Eeke), 1869 durch Balbiani und 1923 durch Michael stehen physiologische Interessen im Vordergrund. Verson und Bisson sowie Umeya bearbeiteten die Entwicklungsgeschichte der Ausführgänge.

Die Bursa copulatrix ist ein dünnwandiger, sehr stark ausdehnbarer Sack mit einem sehr kurzen Hals, der sich gegen den Körper der Bursa deutlich absetzt. Im ungefüllten Zustand hat die Bursa copulatrix eine Länge von etwa 4 mm, wovon 0,5 mm auf den Hals treffen. Ist sie mit Spermatophoren gefüllt, so verändert sie hauptsächlich ihre Breite, weniger ihre Länge. Ihre Innenwandung wird von einer Chitincuticula bekleidet, die, wenn die Bursa nicht gefüllt ist, in viele kleine Fältchen und lange, gewellte Längsleisten gelegt ist. Das Epithel am Bursakörper (Abb. 9) ist außerordentlich flach. In jedem Wellenberg dieser Längsleisten liegt ein Zellkern. Von kleinen Chitinzähnchen oder -borsten auf der Chitinintima konnte ich bei den von mir untersuchten Tieren weder bei Aufsicht auf die aufgeschnittene und ausgebreitete Bursawand noch an Schnitten etwas sehen. Das Epithel des Bursahalses wird von kubischen Zellen gebildet. Die Chitinintima ist stärker als am Bursakörper. Am Bursahals findet sich auch Ringmuskulatur, die sich aber nicht auf den Bursakörper fortsetzt. An ihm konnte keine Muskulatur festgestellt werden.

Abb. 9. *Bombyx mori* L.
Epithel der Bursa. Vergr. 300×.

Auf der Dorsalseite der Bursa, wo der Hals in den Körper übergeht, entspringt der von einer starken Ringmuskelschicht umgebene, kurze Ductus seminalis. Er besitzt ein einschichtiges, wenig hohes Epithel und eine ziemlich dicke Chitinintima. Er mündet in das Vestibulum etwas schräg

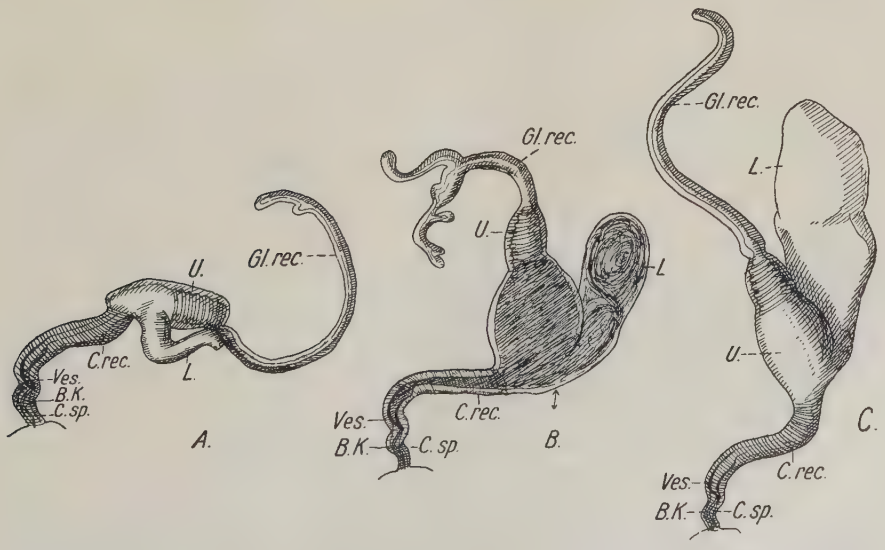


Abb. 10. *Bombyx mori* L. Receptaculum. Vergr. 16×. *A* Receptaculum eines unbegatteten Weibchens, *B* eines Weibchens während der Eiablage, *C* eines Weibchens während einer Pause in der Eiablage.

unterhalb der Einmündung des Receptaculum seminis und über der Einmündung des Oviductus communis anterior, die auf der Dorsalseite des Vestibulum liegt. Auf dem Scheitel des Vestibulums, das stark ausgedehnt werden kann, liegt die Receptaculumpapille, der das Receptaculum seminis aufsitzt durch einen sehr kurzen Ductus receptaculi. Dieser ist in seinem untersten Teil nur schwach spiralig gewunden. Der Befruchtungskanal im Innern zeigt einen ganz entsprechenden Verlauf (Abb. 10). Das Receptaculum seminis selbst besteht aus einem stark muskulösen und in seinem oberen Teil von Ringfalten umgebenen Utriculus (U.), in den die mäßig lange Receptaculumdrüse (Gl. rec.) mündet, deren Gestalt sehr variiert. Oft ist sie ein einfacher Schlauch, oft aber oben gegabelt oder geweihartig verzweigt. Am untersten Teil des Utriculus entspringt eine dünnwandige und mit weniger starken Muskeln versehene Lagena (L.), die bei unbegatteten Tieren kolbenförmige Gestalt hat und in Falten gelegt ist (A.). Utriculus und Lagena können ihre Gestalt je nach dem Grad ihrer Füllung mit Sperma stark verändern. Im ungefüllten Zustand sind sie ungefähr beide gleich groß (A.), während des ersten Stadiums der Eiablage ist der Utriculus stark gefüllt (B.), aber während einer halben Tag langen Pause in der Eiablage wird das Sperma in der Lagena aufbewahrt, so daß diese viel größer als der Utriculus erscheint (C.).

Die Kittdrüsen sind zwei lange, stark geweihartig verzweigte Schläuche, die in zwei große Sacci sebacei übergehen, die unten miteinander verschmolzen sind und mit einem kurzen trichterförmigen Ductus sebaceus in den Oviduct einmünden.

b) *Cossus cossus* L.

Erste, und wie es scheint, einzige ausführliche Beschreibung 1762 durch Lyonet.

Der Bau ist im wesentlichen der gleiche wie bei *Bombyx mori*. Der gegen den Bursakörper abgesetzte Hals ist etwa halb so lang wie der Körper in ungefülltem Zustand. Abweichend vom Bau von *B. mori* wird der größte Teil des Bursakörpers von Ringmuskulatur umgeben (Abb. 11, M.). Die Epithelzellen sind plasmareicher und nicht gleichförmig gebaut. Es treten nämlich zwei verschiedene Zellarten auf, solche mit großen Kernen (Z_1), deren der Chitinintima zugewandtes Plasma Längsstreifung aufweist, und Zellen mit kleineren dichten Kernen (Z_2). Die Chitinintima (Ch.) ist glatt und ohne Zähnchen oder Stacheln.

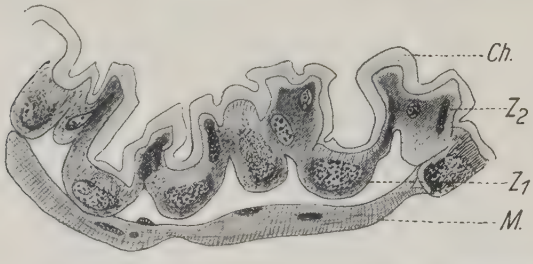


Abb. 11. *Cossus cossus* L. Epithel der Bursa im Querschnitt. Vergr. 300×. Erklärung im Text.

Auch die Verhältnisse des Receptaculum seminis und seines Ganges sind die gleichen wie bei *B. mori*, nur war die Receptaculumdrüse bei dem einen von mir untersuchten Exemplar an ihrem Ende etwas gegabelt, die Kittdrüsen waren glatt und unverzweigt.

c) *Vanessa io* L. und *Urticae* L.

Erste — ungenaue — Beschreibung von *V. urticae* gab 1737 Swammerdam. Carus gibt 1857 eine auf Stein zurückgehende außerordentlich klare und schöne Zeichnung des weiblichen Genitalapparates von *V. urticae* wieder. Jackson bearbeitete die Entwicklungsgeschichte der Ausführgänge der weiblichen Genitalorgane von *V. io*.

Der Genitalapparat von *Vanessa* ist den beiden schon beschriebenen sehr ähnlich. Die Bursa copulatrix ist ebenfalls sackförmig; doch ist der Übergang zwischen Hals und Körper sehr allmählich. Der Hals ist bei *V. io* etwas länger, bei *V. urticae* aber halb so lang wie der Körper. Der ungefüllte Bursakörper ist bei *V. io* 2,2 mm, bei *V. urticae* 4,8 mm lang, der Hals aber im ersten Fall 2,4 mm und im zweiten 1,75 mm. Charakteristisch für die Bursa von *Vanessa* ist ein auf ihrer Dorsalseite vom Fundus bis zum Hals verlaufender Muskelwulst (Abb. 12, M.), der schon mit bloßem Auge sichtbar ist. Er besteht aus von rechts nach links verlaufenden Muskelfasern, die an der Bursawand beiderseits ansitzen. Das Bursaepithel gleicht dem von *Cossus cossus*, seine Chitinintima jedoch ist mit vielen kleinen braunen Zähnchen besetzt (Abb. 13).

Abb. 12. *Vanessa io* L. Querschnitt durch die Bursa eines unbegatteten Weibchens. Vergr. 50×.

Abb. 13. *Vanessa urticae* L. Epithel der Bursa. Vergr. 300×.

Der Ductus seminalis entspringt bei *V. io* ungefähr in der Mitte des Bursahalses. Bei *V. urticae* dagegen an der Übergangsstelle vom Hals zum Körper. Bei *V. io* ist er verhältnismäßig länger als bei *urticae*. In beiden Fällen erweitert er sich vor seiner Einmündung in das Vestibulum etwas und bildet so eine Bulla seminalis.

Das Receptaculum seminis ist zweigeteilt in einen Utriculus und eine Lagena. Die Receptaculumdrüse ist einfach und sehr lang. Die Vesicula im Canalis spiralis wird bei *V. urticae* von braunem Chitin gebildet. Der Befruchtungskanal ist kurz und besteht bei *V. urticae* aus einer und bei *V. io* aus zwei Spiralwindungen. Die Kittdrüsen sind bei beiden Tieren einfach und unverzweigt. Ihre Reservoire sind vollkommen getrennt, indem jedes eine Auftreibung seiner Drüse darstellt. Weiterhin

ist bei *Vanessa* noch ein Paar am Ende des Oviductus communis einmündender Drüsen vorhanden, die ähnlich wie die Kittdrüsen gebaut sind und einen Duftstoff absondern sollen.

d) *Operophthera brumata* L.

Die Bursa copulatrix ist flaschenförmig, ihr Körper ist 1 mm und ihr Hals 1,4 mm lang. Die Bursawandung enthält zwei einander gegenüberliegende, sternförmige Laminae dentatae. Von jeder Lamina dentata (Abb. 14, A. und B.) gehen nach allen Seiten Muskeln ab. Am Ende des Bursakörpers entspringt der Ductus seminalis.

Das Receptaculum seminis (Abb. 15, A.) ist zweigeteilt. Es bildet den Übergang zu dem einfachen Receptaculumtypus; denn Utriculus (U.)

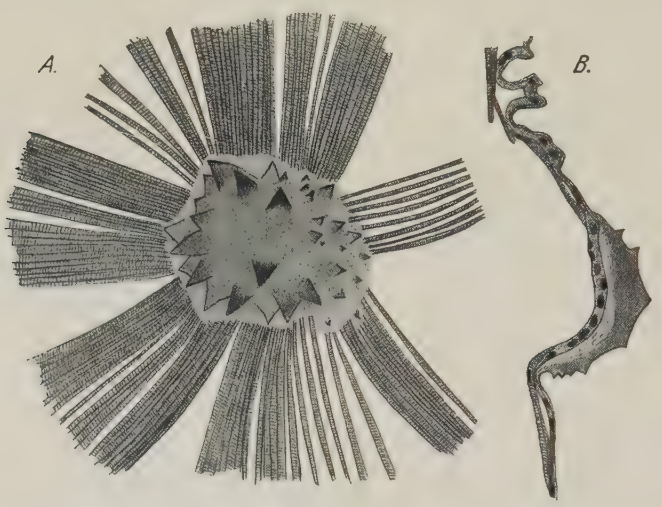


Abb. 14. *Operophthera brumata* L. Lamina dentata. *A* Aufsicht, *B* Längsschnitt. Vergr. 250×.

und Lagena (L.) sind bei ihm weitgehend miteinander verwachsen und gleich an Größe, Gestalt und histologischem Bau. Der Utriculus unterscheidet sich von der Lagena allein dadurch, daß von ihm die sehr kurze einfache Receptaculumdrüse und der Ductus receptaculi entspringen. Letzterer ist bei *O. brumata* sehr lang. Nicht ganz ein Drittel von ihm nimmt der Canalis receptaculi ein (C. rec.), dann folgt die Vesicula (Ves.), die in ihrem untersten Teil eine Spiralwindung aufweist, deren Drehungsrichtung, von oben betrachtet, entgegen der des Uhrzeigers ist. Daran schließt sich der Befruchtungskanal an, der zunächst zwei enge Spiralwindungen mit gleicher Drehungsrichtung wie vorher die Vesicula aufweist und dann noch eine, die sich im Sinne des Uhrzeigers dreht. Damit windet er sich um den Canalis spiralis (C. sp.) herum, der seinerseits gerade entlang zieht. Der Befruchtungskanal verläuft dann ein großes Stück in gerader Linie neben dem Canalis spiralis her. Kurz vor der

Einmündung auf der Papille (P.) in das Vestibulum macht der Befruchtungskanal noch einmal zwei Windungen, die jetzt der Canalis spiralis mitmacht. Der Ductus receptaculi zeigt da, wo in seinem Inneren die Vesicula und die ersten drei Spiralwindungen des Befruchtungskanales liegen, eine Auftreibung, während die spiralen Windungen der inneren Gänge vor der Einmündung in das Vestibulum auch den äußeren Verlauf des Ductus receptaculi bestimmen. Den letzten, sich nach unten verjüngenden Abschnitt des Ductus receptaculi hat Stitz als Canalis vestibuli (C. v.) von dem aufgetriebenen Teil, dem Canalis spiralis, abgetrennt. Doch kann diese Unterscheidung, wie man aus der Beschreibung der oben behandelten Genitalapparate ersehen kann, nicht bei allen Schmetterlingen gemacht werden.

Die Kittdrüsen sind zwei einfache glatte Schläuche, deren Reservoire in ihrem unteren Teil miteinander verschmolzen sind. Ihre Einmündung in den Oviduct liegt wenig unterhalb vom Vestibulum (Gl. seb.).

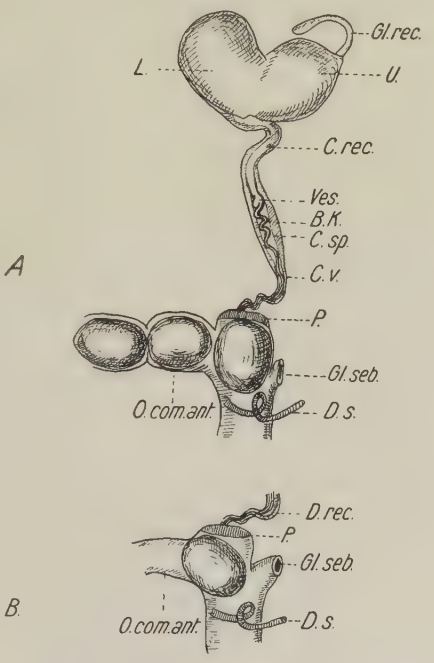


Abb. 15. *Operophthera brumata* L. Receptaculum seminis und Vestibulum. Vergr. 16×.
A Das Ei während der Befruchtung im Vestibulum, *B* das Ei betritt das Vestibulum.

e) *Phalera bucephala* L.

Erste Darstellung 1771 durch Carl de Geer.

An der Bursa des unbegatteten Tieres fällt zunächst eine ventrale aus starkem braunen Chitin bestehende Rinne auf, die als Stütze des Halses dient. In diese Rinne eingefaltet ist die dorsale Wandung des Halses und zum Teil der Bursakörper, der im übrigen als 2 oder 3 kleine Säckchen oben über diese Rinne herausragt. In gefülltem Zustand läßt sich die Gestalt der Bursa etwa mit der einer Wasserflasche vergleichen. Auf der Dorsalseite, in der Mitte des Bursakörpers sitzt eine kleine dreieckige hellgelb gefärbte Lamina dentata, an der schwache Muskeln ansetzen. An ihr macht sich eine Zweiteilung insofern geltend, als die Zähnchen der rechten Seite nach rechts, die der linken aber nach links gerichtet sind. Dorsal am Bursahals, sehr nahe dem Ostium bursae, entspringt der Ductus seminalis.

Das Receptaculum seminis ist zweigeteilt, seine Anhangsdrüse einfach und ziemlich lang, sein Ductus receptaculi dagegen kurz. Er bildet vor Beginn des Canalis spiralis eine Schlinge. Aus dem Ductus receptaculi

konnte die Chitinauskleidung des Vesicula und des Befruchtungskanals herauspräpariert werden. Die Vesicula besteht in ihrer unteren stark verbreiterten Partie aus braunem Chitin. Der Befruchtungskanal besitzt zwei einander entgegengesetzt gedrehte Spiralwindungen, von denen die an die Vesicula anschließenden stark, die andere aber schwach gewunden ist. Die Reservoire der einfachen Kittdrüsen sind in ihrem unteren Teil miteinander verschmolzen und in ihrem oberen Teil bilden sie eine Schleife.

f) *Dicranura vinula* L.

Zuerst in neuester Zeit von Eidmann (1929) beschrieben.

Die Bursa copulatrix ist weit sackförmig und in ungefülltem Zustand stark zusammengefaltet. Im ungefüllten Zustand erreicht sie eine Länge von nicht ganz 5 mm. Sie besitzt keinen Hals und mündet in einem breiten Querspalt nach außen. An ihrer dorsalen Innenwand befindet sich eine zwar schwache, aber deutlich ausgebildete Lamina dentata, die Eidmann nicht gesehen hat. An ihr setzen sich, nach rechts und links auseinanderlaufend, je ein Quermuskelwulst und auf der rechten Seite noch ein Längsmuskelstrang an. Sie selbst besteht aus zwei gelben Chitinplatten mit je 7 gezackten Längsrippen. Die Chitinplatten werden durch dünneres farbloses Chitin voneinander getrennt. Sowohl dieses als auch die gelben Platten bis zu der zweiten Längsrippe sind mit kleinen Zähnchen besetzt, deren Spitzen auf der rechten Platte nach rechts, auf der linken aber nach links gerichtet sind. Auf der Dorsalseite der Bursa entspringt der Ductus seminalis, der eine schwache Bulla seminalis bildet.

Das Receptaculum seminis ist zweigeteilt. Lagena und Utriculus sind nicht miteinander verwachsen. Letzteres ist nur schwach ausgebildet. Die Receptaculumdrüse ist kurz und einfach gebaut. Der Ductus receptaculi ist ebenfalls kurz. Vor Beginn der Vesicula bildet er eine Schlinge. Die Chitinauskleidung der Vesicula und des Befruchtungskanales konnte herauspräpariert werden. Letzterer besteht aus einer sehr weiten Spiralwindung. Er mündet auf einer ziemlich großen schüsselförmigen Papille in das Vestibulum. Die Kittdrüsen sind sehr lange und einfach gebaute Schläuche. Sie erweitern sich zu zwei langgestreckten, dünnen Reservoiren, die miteinander basalwärts bis zur Mitte verschmolzen sind und einen kurzen dicken Ductus sebaceus haben.

g) *Sphinx ligustri* L. und *Deilephila euphorbiae* L.

Erste Beschreibung 1864 durch Baltzer, der dabei der Entdecker der Lamina dentata wurde (nicht Hagen, wie man in neuerer Literatur meistens zu lesen bekommt). Meine Beobachtungen an den beiden von mir untersuchten Schwärmern decken sich fast vollkommen mit denen, die Eidmann (1929) an *Hyloicus (Sphinx) pinastri* L. gemacht hat.

Die Bursa copulatrix der beiden Schwärmer ist außerordentlich groß, so mißt sie z. B. bei *Sph. ligustri* im gefüllten Zustande 13 mm, wovon 4,5 mm auf den Körper treffen. Ungefüllt sieht sie zapfenförmig aus; ist

sie gefüllt, so wird der Körper ei- oder kugelförmig aufgetrieben. An der Dorsalseite des Körpers befindet sich eine Lamina dentata, die aus zwei vom Fundus zum Hals verlaufenden parallelen braunen Chitinplatten besteht, zwischen denen sich ein schmaler Streifen farblosen Chitins befindet. Jede der beiden Platten ist mit kleinen Zähnchen besetzt, deren Anordnung dieselbe wie bei *Dicranura vinula* ist. Die beiden Platten (Abb. 16, L. d.) werden von zwei mächtigen Qermuskelwülsten (M_1, M_2) flankiert, die sich fast über die ganze Bursawandung hinziehen. Das Bursaepithel unterscheidet sich von dem der bis jetzt besprochenen Tiere dadurch, daß die Zellen mit ihrer Längsachse gewöhnlich nicht mehr parallel, sondern senkrecht zur Chitinintima stehen. Die Zellgrenzen lassen sich deutlich erkennen. Diejenigen Zellen, die unter den einzelnen Zähnchen der Lamina dentata stehen, sind bei einem Tier, das am Ende der Puppenruhe nach erfolgter Überwinterung präpariert wurde, höher als die übrigen Epithelzellen. Etwa 3 mm vom Ostium bursae entspringt an der Dorsalseite des Bursahalses der Ductus seminalis. Dieser zieht nicht direkt zum Vestibulum des Oviduct, sondern er ist zunächst einmal um den Bursahals geschlungen. Dieser eigenartige Verlauf des Ductus seminalis, der sowohl bei *Sph. ligustri* wie bei *D. euphorbiae* festgestellt wurde, scheint für einen Teil der Sphingiden charakteristisch zu sein; denn Eidmann beschreibt diesen Verlauf des Ductus seminalis in gleicher Weise von *Hyloicus pinastri*. Kurz vor seiner Einmündung in das Vestibulum erweitert er sich zu einer Bulla seminalis.

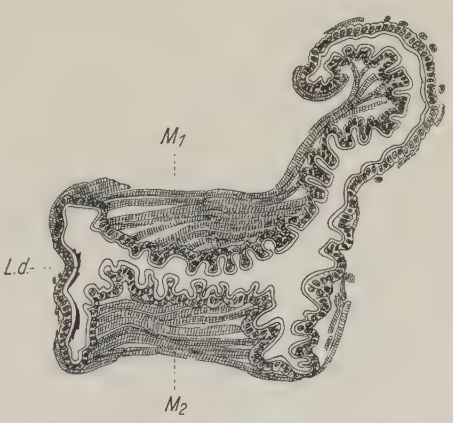


Abb. 16. *Sphinx ligustri* L. Querschnitt durch die Bursa eines unbegatteten Weibchens. Vergr. 33×.

Sph. ligustri und *D. euphorbiae* unterscheiden sich im Bau der Bursa so gut wie gar nicht, wenn man von geringen Größenunterschieden absieht — die Bursa von *D. euphorbiae* ist etwas kleiner, als die von *Sph. ligustri* —. Bedeutender sind die Unterschiede am Receptaculum seminis. In beiden Fällen ist es zweiteilig und besitzt eine lange unverzweigte Drüse und einen kurzen Canalis receptaculi. Lagena und Utriculus sind jedoch bei *Sph. ligustri* bis zur Mitte miteinander verwachsen, während sie bei *D. euphorbiae* vollkommen getrennt sind. Der Ductus receptaculi bildet in jedem Fall den Windungen des Befruchtungskanals entsprechend eine Spiralwindung kurz unterhalb der Vesicula.

Die Kittdrüsen sind unverzweigt und ihre Reservoire vollständig getrennt. An der Vereinigungsstelle der beiden Ausführgänge der Reservoire bildet der Ductus sebaceus eine kleine Anschwellung.

Die Bursa der bisher besprochenen Genitalapparate ist einfach und sackförmig. Folgende Formenreihe kann festgestellt werden: Am Bursakörper fehlt zunächst die Muskulatur, und die Chitinintima ist glatt *(Bombyx mori)*. Dann tritt, über die ganze Bursa zerstreut, schwache Muskulatur auf, während die Chitinintima immer noch glatt bleibt *(Cossus cossus)* Über die ganze Chitinintima zerstreut treten kleine Chitinzähnchen auf und die Muskulatur konzentriert sich an einer Stelle zu einem Muskelwulst *(Vanessa)*. Darauf konzentrieren sich die Chitinzähnchen zu Laminae dentatae, von denen aus nach allen Seiten die Muskeln ausziehen *(Operophthera brumata)*. Allmählich teilt sich die Lamina dentata in zwei Teile *(Phalera bucephala, Dicranura vinula)* und später die Muskulatur in zwei Muskelwülste *(Sphinx ligustri, Deilephila euphorbiae)*. Je stärker die innere Bezahnung ausgebildet ist, um so stärker ist auch die Bursamuskulatur.

2. Genitalapparate, deren Bursa einen Anhang am Fundus besitzt.

Die Bursa dieses Typus ist von der einfachen sackförmigen Bursa sehr leicht abzuleiten, indem man sich vorstellt, daß deren Körper in der Mitte eingeschnürt wird. Es entstehen so zwei gleich große, wenig voneinander abgesetzte Säcke, wie wir sie bei *Lymantria dispar* finden. Bei den anderen zu besprechenden Bursaformen ist dann diese Einschnürungsstelle, der Isthmus, immer weiter nach dem Fundus zu gerückt, so daß der obere Sack immer kleiner wird. Dieselbe Formenreihe, die bei der einfachen Bursa festgestellt werden konnte, ist auch hier zu finden.

a) *Lymantria dispar* L.

Erste Beschreibung 1909 von Meisenheimer, ferner von Goldschmidt und Klatt.

Die Bursa ist in der oben geschilderten Weise in den Bursakörper und den Bursaanhang geteilt. Die Zellen des Bursaanhangs (Abb. 17) sind höher und plasmareicher als die des Bursakörpers (Abb. 18). Die Chitinintima ist glatt und im Anhang viel dünner als im Körper. Feine Längs-

Abb. 17. *Lymantria dispar* L. Epithel des Bursaanhangs im Längsschnitt. Vergr. 300×.

Abb. 18. *Lymantria dispar* L. Epithel des Bursakörpers im Längsschnitt. Vergr. 300×.

muskeln sind sowohl am Bursaanhang als auch am Bursakörper vorhanden. Von letzterem entspringt der Ductus seminalis.

Das Receptaculum seminis ist einfach kolbenförmig und besitzt eine kleine, bisweilen an ihrem Ende gegabelte Drüse. Lagena und Utriculus sind nicht zu unterscheiden. Das Epithel des ganzen Receptaculum (Abb. 19) ist gleichmäßig gebaut und besteht aus hohen Zylinderzellen, die an ihrem

nach innen gekehrten Ende eine auffallende Längsstreifung zeigen. Sie werden innen von einer schwachen Chitincuticula überzogen und außen von einer Ringmuskelschicht umgeben. Der Receptaculumgang ist an seinem unteren Ende spiralförmig gewunden, und zwar dreht sich — von der Dorsalseite gesehen, — seine dem Vestibulum am nächsten gelegene Windung im Sinne des Uhrzeigers, während die nächste Windung eine umgekehrte Drehungsrichtung aufweist. In diesen Windungen verläuft der Befruchtungskanal und der Canalis spiralis. Beide machen die äußeren Windungen mit, wobei sich aber ersterer noch um den Canalis spiralis dreht, wie aus den Abb. 6 und 7 zu ersehen ist.

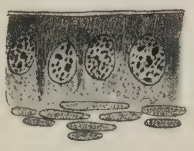


Abb. 19. *Lymantria dispar* L. Epithel des Receptaculum seminis im Längsschnitt. Vergr. 300 ×.

Die Kittdrüsen sind glatte Schläuche, die bisweilen an den Enden gegabelt sein können. Die Reservoire sind sehr lang und posthornförmig aufgerollt, ähnlich wie dies Eidmann (1929) für *Lymantria monacha* beschrieben hat. Sie vereinigen sich an ihrer Basis und entsenden dort einen langen Ductus sebaceus.

b) *Euchloe cardamines* L.

Der Bursahals setzt nicht unten am Bursakörper, sondern seitlich an ihm an (Abb. 20, A). Dadurch erhält die Bursa die Form einer Retorte.

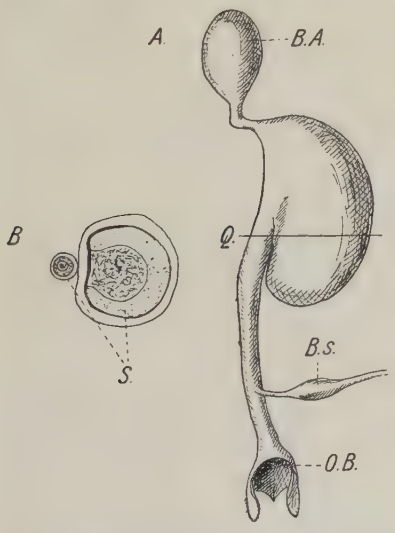


Abb. 20. *Euchloe cardamines* L. *A* Bursa copulatrix eines begatteten Tieres, *B* Querschnitt durch A bei Q. S. = die Hülle der Spermatophore und des Spermatophorenhalses. Vergr. 17×.

Abb. 21. *Euchloe cardamines* L. Längsschnitt durch das Epithel des Bursaanhangs. Vergr. 300×.

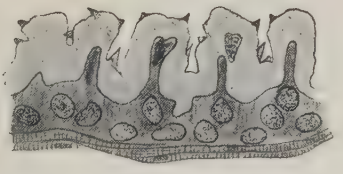


Abb. 22. *Euchloe cardamines* L. Längsschnitt durch das Epithel des Bursakörpers. Vergr. 300×.

Auf dem Fundus der Bursa sitzt ein sackförmiger Anhang (B. A.) auf einem meist fast rechtwinklig geknickten Stiel. Letzterer ist $^1/_2$ mm lang und sehr eng; sein Durchmesser beträgt nur 130 μ. Sein Lumen kann

durch die vorspringenden Falten seines Epithels vollständig geschlossen werden, wozu die ihn umgebende stark ausgeprägte Ringmuskelschicht dient. Der Bursakörper mißt etwa 1,5 mm und der Anhang 0,75 mm. Das Epithel des letzteren ist — im Gegensatz zu *Lymantria* — viel flacher als das des Körpers (Abb. 21 und 22). Ein Teil der Bursakörperepithelzellen läßt eine Längsstreifung erkennen. Die ganze Bursa, einschließlich des Anhangs, besitzt eine Chitinintima, die im Bursakörper viele kleine gelbe Chitinzähnchen aufweist. Der Bursakörper besitzt eine über seine ganze Außenfläche verteilte Längsmuskulatur. Am Anhang konnte nur ab und zu sehr schwach entwickelte Muskulatur festgestellt werden. Am Hals, der eine starke Ringmuskulatur besitzt, entspringt etwa $^1/_2$ mm vom Ostium bursae entfernt der Ductus seminalis, der in seiner Mitte eine Bulla seminalis (Abb. 20, B. s.) bildet.

Das Receptaculum seminis ist zweigeteilt, seine Drüse einfach schlauchförmig. Der Ductus receptaculi ist sehr lang und an seiner dem Vestibulum nahe gelegenen Seite spiralförmig gewunden, und zwar drehen sich die vom Vestibulum entspringenden ersten $1^1/_2$ Windungen — von der Ventralseite gesehen — wie der Uhrzeiger und die folgenden Windungen in entgegengesetzter Richtung. Der Befruchtungskanal im Innern folgt diesen Windungen und dreht sich dabei noch um den Canalis spiralis, ähnlich wie beim Schwammspinner. Der basale Teil der Vesicula besteht aus braunem Chitin.

c) *Gonepteryx rhamni* L.

Die Bursa ist verhältnismäßig groß. Ihr Körper hat im gefüllten Zustand die Gestalt einer Kugel. Der dünne Hals, der ungefähr ebenso lang wie der Körper ist, ist scharf gegen diesen abgesetzt. Seine Einmündungsstelle in den Körper wird von der Lamina dentata umgeben

Abb. 23. *Gonepteryx rhamni* L. Längsschnitt durch das Epithel des Bursaanhangs. Vergr. 300×.

Abb. 24. *Gonepteryx rhamni* L. Längsschnitt durch das Epithel des Bursakörpers. Vergr. 300×.

(Abb. 34), die kahnförmige Form hat, aus sehr starkem braunen Chitin besteht und mit starken Stacheln versehen ist. Ihr gegenüber am Fundus entspringt der kugelige Bursaanhang, der auf einem kurzen von starken Ringmuskeln umgebenen Stiel sitzt. Sein Epithel (Abb. 23) ist außerordentlich flach und nur von einer sehr schwachen Chitinintima überzogen. Die Epithelzellen des Bursakörpers (Abb. 24) sind etwa halb so groß wie die des Anhangs, die Chitinintima des Bursakörpers dagegen ist um ein Vielfaches stärker. Auf ihr sitzen stellenweise ganz kleine gelbe Chitinzähnchen. Auf der Außenseite des Bursakörpers befinden sich Längsmuskeln, am Bursaanhang konnten keine Muskeln festgestellt werden. Ziemlich weit oben, auf der Ventralseite des Bursahalses, entspringt der

Ductus seminalis, der etwas länger als der Hals ist. Das Receptaculum seminis ist zweigeteilt. Der Ductus receptaculi beschreibt, wie der Befruchtungskanal, drei gleichgerichtete Spiralwindungen.

d) *Pieris*-Arten und *Aporia crataegi* L.

Die erste — ausführliche — Beschreibung und zugleich eine Entwicklungsgeschichte der Genitalorgane von *Pieris brassicae* gab Herold. Später hat Petersen (1905) die Unterschiede der Bursaformen der drei heimischen *Pieris*-Arten hervorgehoben. Neuerdings hat Drosihn ein Schema des weiblichen Genitalapparates von *Pieris* gegeben und Eidmann (1929) den von *Aporia crataegi* beschrieben.

Die Bursa unserer drei heimischen Pieris-Arten, *Pieris brassicae* L., *napi* L. und *rapae* L. und von *Aporia crataegi* L. unterscheiden sich dadurch von den bisher besprochenen dieser zweiten Gruppe, daß sie eine zweiteilige Lamina dentata, die rechts und links von zwei Muskelwülsten flankiert wird, aufweist, wie wir sie bei *Sphinx ligustri* oder *Deilephila euphorbiae* gefunden haben. Die Lamina dentata ist bei den *Pieris*-Arten herzförmig, bei *Aporia crataegi* von der Gestalt einer liegenden 8. Sie ist in allen Fällen braun und mit starken Zähnchen versehen, die ebenso wie bei *Sphinx ligustri* angeordnet sind. Am oberen Rand der Lamina dentata sind die Zähne auch nach dem Fundus zu gerichtet. Es setzen hier Muskeln an, die in diesem Sinn ziehen. Am Fundus entspringt auf einem mehr oder minder langen Hals der Bursaanhang. Dieser ist im Verhältnis zum Bursakörper am größten bei *P. brassicae*, fast ebenso groß ist er bei *A. crataegi*, kleiner dagegen bei *P. rapae* und am kleinsten endlich bei *P. napi*. Das Epithel des Bursakörpers und des Bursaanhangs unterscheidet sich bei den *Pieris*-Arten — *A. crataegi* wurde histologisch nicht untersucht — nur sehr wenig voneinander. Beide bestehen aus Zellen, die höher als breit sind. Die Chitinintima des Anhangs ist glatt, die des Bursakörpers besitzt überall kleine Zähnchen. Am Anhang konnte nur stellenweise spärliche Muskulatur festgestellt werden. Der Ductus seminalis entspringt bei allen diesen Arten am Bursahals etwas unterhalb seiner Mitte. Bei *A. crataegi* bildet er eine Bulla seminalis.

Das Receptaculum seminis besteht stets aus einer Lagena und einem Utriculus. Die Receptaculumdrüse ist bei den *Pieris*-Arten einfach schlauchförmig gebaut, bei *A. crataegi* aber ist sie außerordentlich lang und stark verzweigt. Der Ductus receptaculi ist bei den *Pieris*-Arten sehr lang. Er macht bei *P. brassicae* — und ebenso in ihm die beiden Kanäle, der Befruchtungskanal und der Spiralkanal — fünf Spiralwindungen, von denen die ersten beiden, vom Vestibulum an gerechnet, enger gewunden sind als die drei folgenden; außerdem sind sie — von oben gesehen — in der Richtung des Uhrzeigers, die anderen drei aber in entgegengesetzter Richtung gewunden. Bei *P. rapae* hat der Ductus receptaculi nur vier Spiralwindungen, die ebenso wie bei *P. brassicae* angeordnet sind, nur daß der obere Teil zwei statt drei Windungen enthält. Bei *P. napi* ist mir das

Receptaculum bei der Präparation leider verloren gegangen. Bei *A. crataegi* ist der Ductus receptaculi dagegen sehr kurz und nur schwach gewunden.

Die Kittdrüsenreservoire sind bei allen vier Arten an ihrer Basis miteinander verschmolzen, die Drüsen sind außer bei *A. crataegi*, wo sie wie die Receptaculumdrüse verzweigt sind, einfache Schläuche.

3. Genitalapparate, deren Bursa einen seitlichen Anhang besitzt.

a) *Stilpnotia salicis* L.

Erstbeschreibung von Eidmann (1929).

Die Beschreibung der Bursa bei Eidmann deckt sich nur mit dem Aussehen der ungefüllten Bursa, so daß hier einiges nachzutragen ist. Eidmann beschreibt die 4 mm große Bursa folgendermaßen:

„Das Ostium bursae führt in einen kurzen Hals, der nur in unmittelbarer Nähe des Ostium stärker chitnisierte Wandungen aufweist und in den geräumigen Bursasack übergeht. Der Sack ist walzenförmig, am Ende abgerundet und in der Mitte leicht eingeschnürt. Unmittelbar neben der scharf abgegrenzten Einmündungsstelle des Ductus bursae ist er in zwei stumpfe rückwärts gerichtete Zipfel ausgezogen. Am Bursahals entspringt der Ductus seminalis, der im ersten Drittel seines Verlaufes zu einer mächtigen Bulla seminalis angeschwollen ist."

Diese Beschreibung stimmt mit meinen Beobachtungen am Genitalapparat des unbegatteten Weibchens (Abb. 25, A.) überein, bis auf das, was Eidmann von der Bulla seminalis schreibt. Schon auf meinem Präparat von der ungefüllten Bursa, noch deutlicher aber am Totalpräparat von der gefüllten Bursa und an Schnittpräparaten sieht man, daß die Auf-

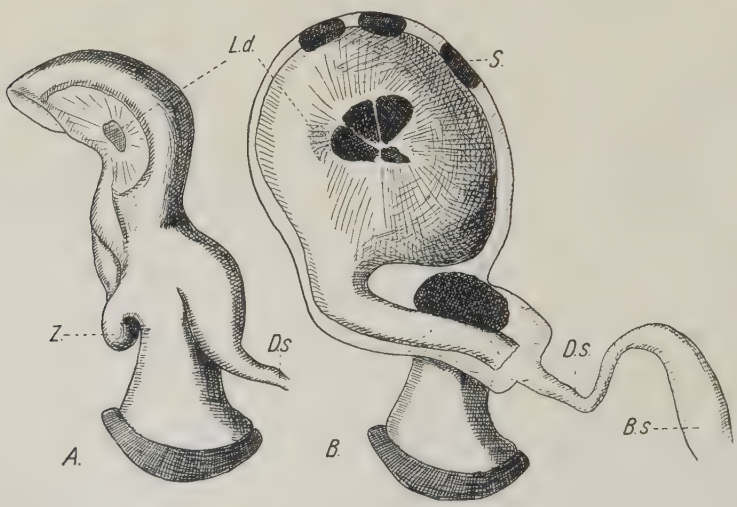


Abb. 25. *Stilpnotia salicis* L. *A* eines unbegatteten Weibchens, *B* eines begatteten Weibchens. Vergr. 13½. Für *Z* Erklärung im Text.

treibung, die Eidmann als Bulla seminalis ansieht, nur eine seitliche Ausstülpung des Bursakörpers darstellt, an der der Ductus seminalis entspringt. Im gefüllten Zustand (Abb. 25, B.) hat die Bursa dann dieselbe

Gestalt, wie sie von der Bursa einiger anderer Schmetterlinge, besonders von Eulenarten[1]), beschrieben worden ist. Für diese Ausstülpung der Bursa ist aber die Bezeichnung Bulla seminalis abzulehnen; denn die meisten Autoren verstehen unter Bulla seminalis, wie ich oben zeigte, nur eine mehr oder minder starke Erweiterung des Ductus seminalis, deren histologischer Bau sich kaum von dem des Ductus seminalis unterscheidet. Außerdem nimmt diese Ausstülpung nach der Begattung den Hals der Spermatophore auf, eine Aufgabe, die sonst nur der Bursa oder dem Bursahals zufällt. Auch ist der histologische Bau der Ausstülpung derselbe, wie der der Bursa, und endlich ist außerdem noch der Ductus seminalis zu einer echten Bulla seminalis erweitert. Die zwei nach rückwärts ausgerichteten stumpfen Zipfel der Bursa, die im ungefüllten Zustand gesehen werden (Abb. 25, A., Z.), verschwinden, sobald der Bursakörper gefüllt ist. Dann erscheint er retortenförmig. Der kurze Hals mündet ebenfalls in die seitliche Ausstülpung ein. Auf der ventralen Seite der Bursa sitzt eine kleine, fast kreisrunde Lamina dentata, von der nach allen Seiten Muskeln abgehen. Das Bursaepithel besteht aus Zellen, die höher als breit sind, und deren Grenzen stark hervortreten.

Das Receptaculum seminis gehört dann dem einfachen Typus an und ist wie bei *Lymantria dispar* gebaut. Die Receptaculumdrüse ist sehr kurz, ebenso der Ductus receptaculi, der keine Windung aufweist. Der Befruchtungskanal scheint nur sehr schwach gewunden zu sein. Die Kittdrüsen sind am Ende gegabelt, ihre Reservoire an der Basis verwachsen. Der Ductus sebaceus ist dünn und lang.

b) *Zygaena achilleae* Esp. und *filipendulae* L.

Die Bursa von *Zygaena achilleae* ist im ungefüllten Zustand birnenförmig. Der Übergang zwischen Hals und Körper ist unmerklich. Der Hals (Abb. 30, B. H.) ist hornförmig gebogen. An der äußeren Seite seiner Biegung ist er stark chitinisiert. In gefülltem Zustand wird der Bursakörper (B. C.) kugelig aufgetrieben. Die ganze Bursa hat dann die Gestalt einer Retorte. Der Ductus seminalis (D. s.) entspringt am untersten Ende des Halses. Über seine Ursprungsstelle erhebt sich aber noch ein zweites kleines sackartiges Gebilde, das vielfach auch als Bulla seminalis bezeichnet wird und für das Petersen (1901), der den Genitalapparat der *Zygaenen* einmal erwähnt, die Bezeichnung Pseudobursa (P. B.) eingeführt hat. Der Name Bulla seminalis ist auch für dieses Gebilde abzulehnen, da es ebenfalls histologisch ähnlich wie die Bursa gebaut ist. Noch bursaähnlicher ist die Pseudobursa bei der anderen von mir untersuchten *Zygaena*-Art, der *Zygaena filipendulae*, gebaut (Abb. 26, P. B.). Der sackförmige Bursa-

[1]) Eine derartige seitliche Ausstülpung der Bursa wurde beschrieben für *Agrostis*-Arten von Petersen (1905), für *Panolis piniperda* von Eidmann (1929), für *Dichagyris*-Arten von Kozhantshikov und für *Dystroma* unter der Bezeichnung Bursula von Heydemann.

körper (B. C.) sitzt auf einem etwa gleich langen mit starkem braunen Chitin versehenen Hals. Von diesem erhebt sich nahe dem Ostium bursae ein Gebilde, das genau so wie die Bursa gebaut ist, und ebenso einen starken chitinisierten Hals (H. P. B.) besitzt, nur daß es etwa im halben Maßstab erscheint. Wo der Hals dieser Pseudobursa in ihren Körper (P. B.) übergeht, entspringt der Ductus seminalis (D. s.) Nach Petersen (1901) ist diese Pseudobursa, die auch bei anderen Schmetterlingsarten, z. B. bei *Tortriciden* und *Arctiiden*, vorkommt, nichts anderes „als eine an die eigentliche Bursa copulatrix herangerückte Bulla seminalis". Den Gedanken, daß diese doppelte Bursa copulatrix einen primitiven Zustand darstelle, weil bei den Schmetterlingen alle Organe paarig angelegt werden, lehnt er mit Bezug auf eine entwicklungsgeschichtliche Arbeit von Jackson an *Vanessa io* und auf eine eigene Untersuchung an *Hyponomeuta padi* mit der Begründung ab, „daß in der Anlage der Bursa das paarige Seitenstück derselben das Receptaculum seminis ist, das bei Schmetterlingen nie fehlt". Ich glaube jedoch, annehmen zu dürfen, daß die doppelte Bursa, wie wir sie bei den *Zygaenen* finden, doch auf eine unvollständige Verschmelzung der paarigen Bursaanlagen zurückzuführen ist. Es verläuft nämlich nach Jacksons Schilderung die Entwicklungsgeschichte der Bursa copulatrix und des Receptaculum seminis folgendermaßen: In der Mitte der Sternits des achten Abdominalsegmentes befindet sich in der Raupe ein Paar bläschenförmiger Imaginalscheiben. Diese verschmelzen kurz vor der Verpuppung in der Medianebene miteinander. In der Puppe schwillt dann das vordere Ende dieses Gebildes an und entwickelt sich zur Bursa, während sich sein hinteres Ende stark verlängert und zum Receptaculum wird. Bursa und Receptaculum bestehen also je aus einem Teil der rechten und linken Anlage. Wenn man sich nun vorstellt, daß der vordere oder hintere Teil der paarigen Anlage nicht vollständig verschmelzen würde, so müßte sich eine doppelte Bursa bezw. ein doppeltes Receptaculum bilden. So erklärt sich auch Meisenheimer die Entstehung eines „bis fast in die Mitte seines birnförmigen Körpers hinein gespaltenen" Receptaculum bei einem als Raupe kastrierten Weibchen von *Lymantria dispar*. Dieses Receptaculum lief „in zwei zipfelartige Endstücke aus, von denen jedes eine besondere Drüse an seiner Spitze trug". Durch eine derartige mangelhafte Verschmelzung des hinteren Teiles der paarigen Anlagen könnten wohl die Bursa und Pseudobursa entstehen. Weitere Beweise dafür, daß

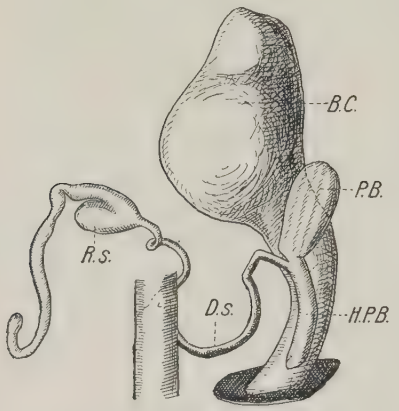


Abb. 26. *Zygaena filipendulae* L. Genitalapparat eines begatteten Weibchens. Vergr. 13×. Ansicht von der Dorsalseite.

die Pseudobursa ein Teil der Bursa ist, sehe ich darin, daß ihr Epithel bursaartig ausgebildet ist und — bei *Zygaena filipendulae* — ihr Hals ebenso wie der Bursahals mit starkem braunem Chitin ausgekleidet ist. Das Verhältnis zwischen dem Epithel der Bursa (Abb. 27) und der Pseudobursa (Abb. 28) ist ungefähr dasselbe wie das zwischen dem der Bursa und des Bursaanhangs bei anderen Schmetterlingen. Ferner ist bei gewissen Faltern z. B. bei *Conchilis ambiguella* und *hybridella* (*Tortricidae*) nach Horlbog oder bei *Telesilla virgo* und *amethystina* (*Noctuidae*) nach John, die Pseudobursa größer und dickwandiger als die eigentliche Bursa und kann dann bei der Begattung die Spermatophore aufnehmen, wie Horlbog bei *Conchylis hartmanniana* Cl. gefunden hat. Endlich enthält die Pseudobursa ein Sekret, das sich bei der Färbung der Schnitte ebenso verhält wie das Sekret, das immer in der Bursa gefunden wird. Endgültig kann diese Frage nach der Herkunft der Pseudobursa natürlich nur durch entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen geklärt werden.

Das Epithel des Bursakörpers (Abb. 27) besteht bei beiden untersuchten *Zygaenen* aus fast kubischen Zellen mit deutlichen Zellgrenzen

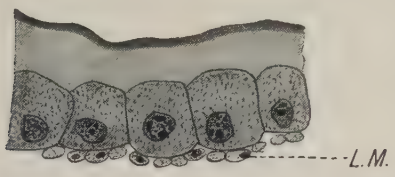


Abb. 27. *Zygaena filipendulae* L. Querschnitt durch das Epithel des Bursakörpers. Vergr. 300×.

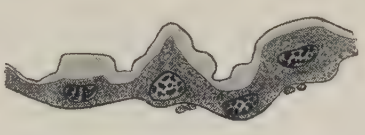


Abb. 28. *Zygaena filipendulae* L. Querschnitt durch das Epithel des Körpers der Pseudobursa. Vergr. 300×.

wie bei den *Sphingiden* und *Pieriden*. Die Chitinintima ist glatt. Nur bei *Z. filipendulae* besitzt sie eine aus etwa 7 Stacheln bestehende Lamina dentata. Das Epithel der Pseudobursa (Abb. 28) ist nur halb so hoch wie das der Bursa und gleicht mehr dem Bursaanhangepithel von *Lymantria dispar*. Sowohl der Körper der Bursa als auch der Pseudobursa haben Längsmuskulatur, die an letzterer ebenfalls wie die Chitinintima schwächer entwickelt ist als an ersterer. Bei *Z. filipendulae* besteht das Epithel des Halses sowohl der Bursa als auch der Pseudobursa aus fast kubischen Zellen, die Chitinintima ist in beiden Fällen stark und mit kleinen Zähnchen versehen; die Außenseite wird von einer Ringmuskelschicht gebildet.

Das Receptaculum seminis ist zweigeteilt. Seine Anhangsdrüse ist ein einfacher Schlauch, der von Zellen aufgebaut wird, die bedeutend breiter sind, als die Receptaculumdrüsenzellen der übrigen untersuchten Schmetterlinge. Der kurze Ductus receptaculi bildet etwa in der Mitte seines Verlaufes eine Schleife, erst danach beginnt der spiralförmig gewundene Befruchtungskanal, während der Ductus receptaculi äußerlich und ebenso in ihm der Canalis spiralis keine weiteren Windungen zeigen. Die Reservoire

der Kittdrüsen sind an ihrer Basis miteinander verschmolzen. Am Ende des Oviductus communis mündet noch ein Paar Duftdrüsen, die pilzförmiges Aussehen haben.

c) *Arctiiden.*

Die Bursa der untersuchten *Arctiiden*-Arten, *Spilosoma lubricipeda* L., *Arctia caja* L. und *Callimorpha dominula* L. ähneln der von *Stilpnotia salicis.* Jedoch ist bei den *Arctiiden* der seitliche Anhang viel mächtiger entwickelt als bei letzterer. Von besonders gewaltigen Ausmaßen ist er bei *Arctia caja.* Bei allen drei Tieren schiebt sich zwischen dieser seitlichen Ausstülpung und dem von ihr abgehenden Ductus seminalis eine Pseudobursa (Abb. 29, P. B.) ein, die in ihrer Gestalt der von *Zygaena achilleae* ähnelt. *Spilosoma lubricipeda* besitzt zwei gegenüberliegende dreieckige Laminae dentatae (L. d.). Das Receptaculum seminis ist bei *Arctia caja* und *Spilosoma lubricipeda* einfach kolbenförmig, bei *Callimorpha dominula* zweigeteilt.

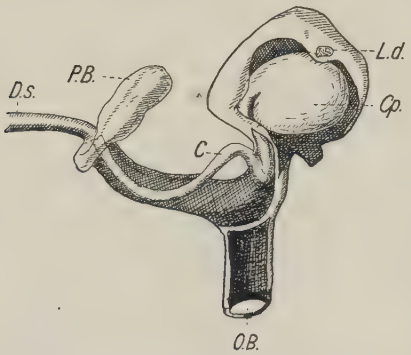


Abb. 29. *Spilosoma lubricipeda* L. Bursa eines begatteten Weibchens dorsal aufgeschnitten, um die Spermatophore zu zeigen.

II. Physiologische Untersuchungen.

Bei der Copula dringt der Penis des Schmetterlingsmännchens durch das Ostium bursae in den Hals der Bursa copulatrix des Weibchens ein und ergießt sein Sperma, von einem erhärtenden Sekret eingehüllt, als Spermatophore, in den Bursakörper. Die Spermien müssen nun, um die Befruchtung der Eier herbeizuführen, aus der Spermatophore herauskommen, durch den Ductus seminalis, das Vestibulum und den Ductus receptaculi in das Receptaculum seminis gelangen, wo sie gespeichert werden und dann, wenn die Eier vor der Ablage ins Vestibulum gelangen, in diese eindringen. Durch das Sekret der Kittdrüsen werden die abgelegten Eier an ihrer Unterlage befestigt.

Es hat lange Zeit gedauert, bis es den Forschern gelungen war, diesen komplizierten Weg der Spermien im weiblichen Genitalapparat der Lepidopteren zu erkennen. Zwar hat schon Malpighi gewußt, daß die Bursa copulatrix zur Aufnahme des Samens dient, der die Eier zur Entwicklung bringt. Doch glaubte er, wie alle späteren Autoren des 18. und in den ersten Jahrzehnten des 19. Jahrhunderts, daß der Samen in der Bursa aufbewahrt und durch den Ductus seminalis auf die Eier ergossen werden, wenn sie an ihm vorbeistreichen. Lyonet jedoch vertrat die Ansicht, daß die Eier zur Befruchtung durch den Ductus seminalis in die Bursa eindringen und dann sich wieder in ihre Eiröhren zurückbegeben. Erst C. Th. v. Siebold erkannte 1837 den wahren Weg der Spermien in das Receptaculum seminis. Darüber jedoch, wie die Wanderung der Spermien herbeigeführt wird, gab es bisher außer einer Arbeit von Klatt nichts weiter als bloße

Vermutungen. In dieser Richtung mußten hauptsächlich die Bedeutung der Lamina dentata und der Bursamuskulatur, des Bursasekretes, der verschiedenen morphologischen Abänderungen der Bursa sowie des Baues des Ductus receptaculi untersucht werden. Vorher jedoch ist noch eine Beschreibung der Spermatophoren zu geben.

1. Die Spermatophore.

Die Spermatophore, die vom Männchen während der Copula gebildet wird, hat für jede Schmetterlingsart eine bestimmte Form, die im wesentlichen einen Ausguß der Bursa copulatrix vorstellt. Jedoch ist dies nicht so zu verstehen, daß die Bursa die Gußform für die Spermatophore bildet, sondern vom Männchen erhält die Spermatophore auch dann ihre spezifische Form, wenn sie ohne Copula gebildet wird, was in seltenen Fällen vorkommt, und wovon u. a. auch Petersen (1907) berichtet hat. Drei Männchen verschiedener Schmetterlingsarten aus meinen Zuchten bildeten eine derartige Spermatophore ohne Copulation, und zwar ein Männchen von *Dicranura vinula,* das nicht zur Copula gekommen war, als es sterbend im Ätherglas lag. Ein *Aporia crataegi*-Männchen schon bald nach dem Schlüpfen und ein Männchen von *Bombyx mori,* das durch einen an seinem Hinterleib klebenden Puppenhüllenrest an einer normalen Copula mit dem daneben sitzenden Weibchen gehindert wurde. In allen drei Fällen zeigen die Spermatophoren ihre artcharakteristische Gestalt. Im letzten Fall ist die Spermatophore tadellos ausgebildet, jedoch bei *Dicranura vinula* am vorderen Pol etwas eingedrückt und bei *Aporia crataegi* seitlich etwas abgeplattet, was aber auf mechanische Störungen während ihrer Bildung — im letzten Fall zum Beispiel durch die auf beiden Seiten des Penis stehenden Valven — zurückzuführen ist.

An der Spermatophore kann man wie an der Bursa einen Körper, meistens Caput (Abb. 29, Cp.) genannt, und einen Hals, das Collum (C.) unterscheiden. Das Caput der Spermatophore ist kugelförmig *(Zygaena, Phalera bucephala, Spilosoma lubricipeda, Pieris brassicae)*, eiförmig *(Sphinx ligustri, Deilephila euphorbiae, Vanessa urticae, Bombyx mori)* oder birnenförmig (*Lymantria dispar, Dicranura vinula, Operophthera brumata*). Der Hals fehlt, wo der Ductus seminalis an der Basis des Bursakörpers entspringt, wie bei *Dicranura vinula, Lymantria dispar, Vanessa urticae* und als Ausnahme noch bei *Gonepteryx rhamni.* Wo ein Spermatophorenhals vorhanden ist, reicht er in den Bursahals (*Sphinx ligustri, Deilephila euphorbiae, Operophthera brumata*) oder in den seitlichen Bursaanhang (*Stilpnotia salicis* [Abb. 25, B.], *Spilosoma lubricipeda* [Abb. 29]) hinein bis zur Ursprungsstelle des Ductus seminalis bezw. des Halses der Pseudobursa (*Zygaena filipendulae*). An seinem unteren Ende, oft etwas seitlich verlagert, findet sich eine Öffnung, die immer der Ursprungsstelle des Ductus seminalis anliegt. Zu diesem Zweck ist das Collum der Spermatophore innerhalb des Bursahalses ein- (*Deilephila euphorbiae*) oder mehrmals (*Sphinx ligustri*) geknickt, oder sogar spiralförmig gewunden wie bei *Operophthera brumata.*

Außergewöhnlich gestaltet ist der Hals der Spermatophore von *Zygaena achilleae*. Er ragt nämlich ein gutes Stück über das Ostium bursae heraus, ist hier geschlossen und verbreitert sich dann zu zwei unregelmäßig geformten breiten Platten. Seine Öffnung aber liegt seitlich am Collum und ist gegen die Ursprungsstelle des Ductus seminalis gerichtet (Abb. 30).

Aus derselben Substanz wie die Bursahülle besteht auch das Begattungszeichen, das bei manchen Schmetterlingen die Bursaöffnung nach der Begattung verstopft. Ein derartiges Gebilde, das nach der Nomenklatur von Petersen (1928) als Spermatophragma zu bezeichnen ist, wurde bei *Dicranura vinula* gefunden (Abb. 31, 3). Es hat die Gestalt eines niedrigen Sockels, auf dessen oberen mit einer Vertiefung versehenen Seite die Spermatophore aufsitzt, während seine verbreiterte Basis aus dem breiten schlitzförmigen Ostium bursae herausragt.

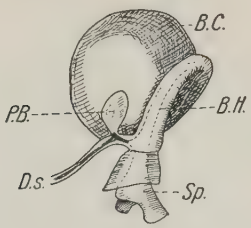


Abb. 30. *Zygaena achilleae* Esp. Bursa mit Spermatophore (Sp.). Vergr. 7×.
Im D.s. das Sperma auf der Überwanderung.

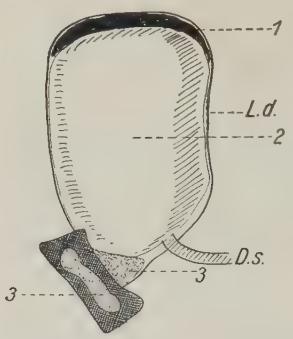


Abb. 31. *Dicranura vinula* L. Schema der Bursa eines begatteten Weibchens. *1* = Bursasekret, *2* = Spermatophore, *3* = Spermatophragma, das aus dem Ostium bursae herausragt. Vergr. 27×.

Die Substanz, aus der die Spermatophorenhülle besteht, ist bei *Bombyx mori* und *Lymantria dispar* kurz nach der Bildung der Spermatophore eine weiße, zähe, elastische Masse, die man stark dehnen kann. Die herauspräparierte Spermatophore kann man durch eine enge Öffnung zwängen, wobei sie sich stark deformieren läßt. Nach Passieren des Engpasses nimmt sie aber ihre frühere Gestalt sofort wieder an. Bei allen übrigen untersuchten Schmetterlingsarten jedoch ist die Spermatophorenhülle zwar auch etwas elastisch, aber sehr hart. Sie läßt sich nur ganz wenig deformieren und reißt dann schließlich unter Einwirkung eines starken andauernden Druckes. Man kann sie mit dem Messer schneiden. Diese Festigkeit der Spermatophorenhülle sowie ihre etwas größere Widerstandsfähigkeit gegen Behandlung mit kochender Kalilauge, als die des übrigen Gewebes, hat Petersen (1907) und Stitz dazu verleitet, sie als eine chitinähnliche Substanz aufzufassen. Bei Aufkochen mit 10prozent. Kalilauge oder bei tagelangem Belassen in Kalilauge, die eine Temperatur von 58° C hat, löst sich selbst die stärkste Spermatophorenhülle bald auf, während eine schwache Chitinhaut, z. B. die Haut einer *Zygaenen*puppe, durch dieselbe Behandlung nicht im geringsten angegriffen wird. Auch

die Diaphanol-Chlorzinkjodprobe auf Chitin verlief negativ. Die Eiweißreaktionen fielen dagegen positiv auf. Die Spermatophorenhülle färbte sich mit konzentrierter Salpetersäure (44%) zitronengelb, mit Ninhydrin nach dem Kochen blau und mit Millons Reagens bei Erhitzen rotviolett. Diese Reaktionen wurden ausgeführt an den Spermatophorenhüllen von *Sphinx ligustri*, *Lymantria dispar* und *Stilpnotia salicis*.

Auf Schnitten durch die Spermatophore sieht man, daß ihre Wandung nicht an allen Stellen gleich dick ist. Bei *Lymantria dispar* und *Bombyx mori* erscheint die Spermatophorenhülle als eine faserige Masse, die sich bei gewöhnlicher Hämalaun-Eosinfärbung rot färbt, während sie bei Azanfärbung blau erscheint. Bei allen anderen untersuchten Schmetterlingen, von deren Spermatophorenhülle ich Schnitte machen konnte, besteht sie aus zwei Schichten, einer stellenweise außerordentlich dicken Schicht, die wabige (*Stilpnotia salicis*, *Euchloe cardamines*), faserige (*Vanessa*) oder körnige (*Zygaena*) Struktur aufweist und mit Hämalaun-Eosinfärbung eine bläulichrote Farbe annimmt. Mit Azanfärbung behandelt, erscheint sie bei *Zygaena* aus roten Körnchen zusammengesetzt. Deutlich abgesetzt zieht sich außen um diese Schicht eine oft sehr dünne, homogen erscheinende Lamelle, die sich blau färbt und von deren Außenseite sich nochmals eine ganz dünne, sich dunkler färbende Schicht abheben kann. Die angegebene Farbe bezieht sich auf Färbungen mit Hämalaun-Eosin; mit Azan färben sich die beiden Schichten rot. Die letzten beiden homogen erscheinenden Schichten sind es vielleicht, die die größere Festigkeit dieser Spermatophoren im Vergleich zu denen von *Lymantria dispar* und *Bombyx mori* hauptsächlich hervorrufen, da sie diesen fehlen.

Das Material, aus dem die Spermatophorenhülle aufgebaut ist, entstammt bekanntlich dem männlichen Genitalapparat. In den Vesiculae seminales und im Ductus ejaculatorius findet man bereits das Sperma mit dem Sekret der paarigen Anhangsdrüsen vermischt und vom Spermatophorenhüllensekret umgeben. Bei der Copula wird vom Penis zunächst etwas Spermatophorenhüllensekret und dann ständig Sekret und Sperma miteinander in die Bursa hinübergepumpt. Beim Schwammspinner und Seidenspinner kann man leicht das Wachstum der Spermatophore verfolgen, wenn man Weibchen nach Beginn der Copula in Abständen von je 5 Minuten präpariert. Zunächst ragt aus dem Penis in die Bursa ein kleiner Sekretballon hinein, der dann allmählich immer mehr aufgeblasen wird. Die Bildung der Spermatophore beginnt bei den beiden Spinnern etwa 4 bis 8 Minuten nach Copulabeginn und ist bei ersterem schon nach etwa 20 Minuten und bei letzterem nach 30—40 Minuten vollendet. Die Dauer der Copula ist bedeutend länger, als für die Bildung der Spermatophoren nötig wäre und starken individuellen Schwankungen unterworfen. Sie beträgt beim Schwammspinner eine halbe bis drei Stunden, beim Seidenspinner bis 10 Stunden und mehr. Doch hängt dieses beim Seidenspinner mit einer Ausnahmeerscheinung zusammen, von der weiter unten die Rede

sein wird. Es ist anzunehmen, daß die Bildung der harten Spermatophoren länger dauert als die der weichen. So war jedenfalls die Spermatophore bei der Präparation eines Weibchens von *Zygaena filipendulae* 3 Stunden nach Beginn der Copula nur halb und nach 6 Stunden immer noch nicht vollständig vorhanden. Es blieben auch alle die Schmetterlinge, die eine harte Spermatophore besitzen, und in Gefangenschaft copuliert haben, bedeutend längere Zeit in Copula als *Lymantria dispar*. Die beobachtete Dauer der Copula beträgt für *Zygaena filipendulae* rund 18 Stunden, für *Dicranura vinula* ebenfalls 18 Stunden, für *Phalera bucephala* 15 bis 16 Stunden und für *Sphinx ligustri* mehr als 6 Stunden.[1]) Allerdings steht der allgemeinen Gültigkeit dieser Anschauung entgegen, daß nach Hering die Copula von *Gonepteryx rhamni*, der eine sehr harte Spermatophore besitzt, nur einige Sekunden währen soll. Genauere Beobachtungen über Copulation von Tagfaltern liegen kaum vor, da die Tagfalter in der Gefangenschaft so gut wie niemals zur Copulation gebracht worden sind. Ich habe eine große Zahl von Faltern von *Vanessa io* im Gewächshaus, in dem viele Feldsträuße aufgestellt worden waren, frei fliegen lassen und trotz dieser leidlich natürlichen Bedingungen nie eine Copula beobachten können und auch bei der Präparation kein Weibchen mit einer Spermatophore gefunden.

Was im folgenden über den Inhalt der Spermatophore gesagt wird, beschränkt sich in der Hauptsache auf Untersuchungen, die an *Lymantria dispar* und *Bombyx mori* angestellt wurden. Im Innern der Spermatophore befindet sich das Sperma. In einer eiweißhaltigen Flüssigkeit, die als eine fein punktierte Grundmasse erscheint und in der kleine Tröpfchen einer fettähnlichen Substanz schwimmen, die sich mit Sudan III und Scharlach R. rot färbt. Öffnet man eine eben gebildete Spermatophore (bei *Lymantria dispar* etwa 20 Minuten nach Beginn der Copula) in physiologischer Kochsalzlösung, so liegen die meisten Spermien noch als Spermatozoenbündel oder Spermatozeugmen zusammen, und nur wenige einzelne Spermien sieht man heftige schlängelnde Bewegungen ausführen. Die Spermatozeugmen erscheinen als 1,1 mm große wurmförmige Gebilde. Wegen dieser beträchtlichen Größe hatte sie schon Malpighi gesehen und als „in spiram circumvolutum persimile semen“ richtig erkannt. Diese Spermatozeugmen entstehen im Hoden des Männchens. Macht man einen Hodenausstrich, so findet man darin neben der erwähnten eiweißhaltigen Flüssigkeit mit den Tröpfchen einer fettähnlichen Substanz, Bündel pyrener und apyrener Spermatozoen. Die pyrenen Spermatozoen liegen parallel dicht beieinander und ihre Spitzen endigen in einer großen Nährzelle (Machida). Die Spermatozoen eines solchen Bündels werden alle einschließlich der Nährzelle von einer gemeinsamen Hülle umgeben. Die enorme Menge der

[1]) Bei *Sphinx ligustri* wurde der Anfang der Copula nicht beobachtet. Die für die übrigen Falter angegebenen Zeiten sind die beobachteten Höchstwerte.

Spermatozeugmen wird durch die Länge der einzelnen Spermatozoen bedingt und nicht etwa dadurch, daß mehrere Spermatozoen hintereinander liegen, wie es sich v. Siebold (1836) vorgestellt hat. Ganz anders sehen die Cysten der apyrenen Spermatozoen aus. Diese haben eine spindelförmige Gestalt und ihre Kerne liegen in ihrer Mittelpartie zerstreut. Bereits in den Vasa deferentia, dem obersten Teil der paarigen Ausführgänge des Hodens, kann man die apyrenen Spermatozoenbündel nicht mehr feststellen, die pyrenen Spermatozoenbündel dagegen liegen sehr dicht aneinandergepackt und haben ihre Cystenhülle verloren. Machida nimmt an, daß durch eine Änderung der chemischen und physikalischen Bedingungen im untersten Teil des Hodens die apyrenen Spermatozoen degenerieren und die Cystenhülle der pyrenen Spermatozoenbündel zerbersten, so daß letztere in mehr oder minder stark aufgelöstem Zustand in die Bursa des Weibchens gelangen. Dort findet man sie auch in der Tat meistens an ihrem hinteren Ende aufgefasert. Die langen Geißeln der einzelnen Spermatozoen schlängeln sich heftig, wodurch die Spermatozoenbündel immer mehr und mehr gelockert werden. Schneidet man daher eine Spermatophore auf, die schon vor einiger Zeit gebildet worden war (bei *Lymantria dispar* etwa 1 Stunde nach Beginn der Copula), so findet man in ihr sehr viele einzelne Spermatozoen, aber nur vereinzelt Spermatozoenbündel. In der Spermatophore findet sich endlich immer noch eine Anzahl undefinierbarer Schollen und Brocken, die teils aus der paarigen Anhangsdrüse des männlichen Genitalapparates stammen, teils aber wohl als Reste der Cystenhüllen und der degenerierten apyrenen Spermatozoen zu betrachten sind.

2. Die Funktion der Bursa copulatrix.

Im morphologischen Teil wurde am Bursakörper an allen Schmetterlingen außer bei *Bombyx mori*, der vorläufig unbeachtet bleiben soll, Muskulatur festgestellt. Kontrahiert sich diese, so verengert sie, ganz gleich, ob sie eine Längs- oder Ringmuskulatur darstellt, das Lumen der Bursa und übt dabei einen Druck auf die Spermatophore aus, wodurch das Sperma aus dieser ausgepreßt werden kann. Bevor jedoch die Tätigkeit der Bursamuskulatur recht zu verstehen ist, müssen noch zwei andere Gebilde der Bursa betrachtet werden: das Bursasekret und die Lamina dentata.

a) Das Bursasekret.

In der Bursa eines jeden noch unbegatteten Schmetterlingsweibchens wurde in mehr oder minder großer Menge ein feines körniges Sekret gefunden. Dieses Sekret wird offenbar schon in der Puppe von den Bursazellen abgeschieden, bevor sie die Chitincuticula bilden. Das Epithel der Bursa einer 6 Tage alten Puppe von *Lymantria dispar* besteht aus hohen Zylinderzellen, die viel Granula aufweisen. Die Epithelzellen einer einige Tage älteren Puppe haben viele Vakuolen gebildet und sind schon zum

größten Teil zu den flachen Epithelzellen zusammengesunken, wie sie bereits beschrieben wurden.

Das Sekret ist im frischen Zustand gallertartig und von weißer Farbe, wird aber an der Luft rasch gelblich oder rötlich (*Lymantria dispar*) bis schokoladenbraun (*Sphinx ligustri*, *Phalera bucephala*, *Dicranura vinula*) und erhärtet rasch. Dieselbe Beschaffenheit nimmt es auch in der Bursa alter Weibchen an. Die Eiweißreaktionen (Millons Reagens, Ninhydrin- und Xanthoproteinprobe) verlaufen positiv. Es ist schwach sauer; sein pH-Wert ist $6{,}4 \pm 0{,}4$. Die meisten Autoren erwähnen dieses Sekret überhaupt nicht. Die wenigen aber, die ihm eine Funktion zuteilen, stimmen nur darin überein, daß es auf die Spermatophore irgendwie einwirken muß. Theoretisch könnten dem Sekret folgende Aufgaben zufallen, worauf es daher geprüft werden mußte:

1. Es könnte die Erstarrung des Spermatophorenhüllensekrets herbeiführen.

2. Es könnte die Spermatophorenhülle auflösen und dadurch das Sperma aus ihr befreien.

3. Es könnte die Spermatophorenhülle, nachdem sie vom Sperma verlassen ist, auflösen, um für eine neue Spermatophore Platz zu machen und so eine zweite Copula zu ermöglichen.

4. Es könnte eine Quellung der Spermatophorenhülle herbeiführen, so daß dadurch das Sperma aus der Spermatophore ausgetrieben wird.

5. Es könnte auf das Sperma negativ chemotaktisch wirken, so daß dieses dadurch die Spermatophore verlassen würde (Michael).

6. Es könnte die Spermatophorenhülle elastisch erhalten müssen, so daß die Spermatophore von der Bursamuskulatur ausgepreßt werden kann.

7. Es könnte eine Art Polster zwischen Spermatophore und Bursawandung bilden „and this doubtless ensures that quite slight contractions of the wall may be transmitted to the spermatophore“ (Norris).

8. Es könnte als bactericides Mittel wirken.

Daß die unter 1 angeführte Aufgabe dem Sekret nicht zufällt, sieht man aus den bereits beschriebenen Geschehnissen, wo Männchen ohne Copulation regelrechte Spermatophoren ausgebildet haben.

Zur Prüfung der in 2, 3, 4 und 6 angeführten Möglichkeiten wurden mehrmals ganze oder halbe frische Spermatophoren von *Lymantria dispar*, sowie einmal Teile einer Spermatophore von *Sphinx ligustri* für jeweils 24 Stunden in reines destilliertes Wasser, in physiologische Kochsalzlösung und in Schmetterlingslymphe jeweils mit dazu gefügtem Sekret der Bursa gebracht und andererseits zur Kontrolle in dieselben Medien aber ohne Sekret. Das Ergebnis war bei allen Versuchen, also auch in der Kontrollreihe dasselbe: Die vorher elastischen, zähen, wie Gummi dehnbaren Spermatophorenhüllen von *Lymantria dispar* wurden bröckelig und zerfielen schon bei Berühren mit der Pinzette; sie glichen dabei vollkommen den bröckeligen Spermatophorenhüllen, die aus alten Weibchen einige Tage

nach der Copula herauspräpariert werden konnten. Nur bei *Sphinx ligustri* blieb die dicke Spermatophorenhülle unverändert. Damit waren die Möglichkeiten von 2, 3, 4 und 6 als nicht zutreffend erkannt.

Auch die in 5 angenommene Möglichkeit konnte nicht aufrecht erhalten werden; denn in physiologische Kochsalzlösung gebrachtes Sperma breitete sich ohne Rücksicht auf das danebenliegende Bursasekret nach allen Richtungen gleichmäßig aus und umfloß es auch, obwohl es doch vor ihm hätte fliehen sollen.

Die in 8 bezeichnete Annahme konnte experimentell nicht nachgeprüft werden. Für sie spricht aber, daß Spermatozoen, die längere Zeit im Bursasekret verweilen, absterben. Ob einem bactericidem Mittel in der Bursa biologische Bedeutung zukommen würde, ist mir nicht bekannt. Als interessante Parallelerscheinung sei darauf hingewiesen, daß ja auch das Vaginasekret der Säugetiere, wie man annimmt, als Schutzmittel gegen Bakterien, saure Reaktion hat.

Die Annahme von Norris glaube ich durch folgende Beobachtungen an *Lymantria dispar* stützen zu können. Bei diesem Schmetterling ist nach der Copula der Bursaanhang mit Sekret und der Bursakörper mit einer birnenförmigen Spermatophore gefüllt; bei rascher Präparation der Weibchen in physiologischer Kochsalzlösung kurz vor oder unmittelbar nach der Copula konnten starke Kontraktionen an der Bursa festgestellt werden, die vom Fundus zum Ductus seminalis verliefen. Einmal gelang es, diese Kontraktionen am herauspräparierten Genitalapparat längere Zeit zu beobachten. Darüber folgt ein Auszug aus dem Protokoll:

„*Lymantria dispar* 23. — 14 Uhr 20 Min. Präparation eines Weibchens unmittelbar nach Beendigung der Copula. Die Bursa wurde in physiologischer Kochsalzlösung herauspräpariert und auf den Objektträger unter Deckglas gebracht. Die Spermatophore war gut ausgebildet. Die Bursa machte Kontraktionen. Sie zog sich rasch, ruckartig und sehr energisch zusammen, und zwar vom Fundus zum Ductus seminalis. Bei der Kontraktion wurde an der dem Ductus seminalis gegenüberliegenden Seite eine Falte gegen die Spermatophore vorgestoßen, wodurch diese stark zusammengedrückt wurde. Das Rückgängigmachen der Kontraktionen ging sehr langsam vor sich. Dann folgte eine kurze Zeit der Ruhe, worauf eine neue Kontraktion einsetzte. Von Zeit zu Zeit erfolgte während der Ruhezeit der Bursakontraktionen Kontraktionen des Bursaanhangs, und zwar in der Richtung vom Fundus des Anhangs zum Isthmus. Die Kontraktionen des Anhangs waren ebenso energisch und ruckartig wie die der Bursa. Durch diese Kontraktionen wurde körniges Sekret aus dem Anhang durch den Isthmus gepreßt. Bei durchscheinendem Licht sah man unter dem Mikroskop deutlich, wie die Sekretkörnchen in die Bursa hinuntergepreßt wurden. Bei der Isolierung der Bursa wurde ein kleines Loch in eine Seite des Isthmus gerissen, wo er in die Bursa übergeht. Während der Kontraktionen des Anhangs kam aus diesem Loch niemals Sekret heraus, während bei den Bursakontraktionen in großer Menge und mit ziemlicher Gewalt Sekret aus ihm herausgepreßt wurde. Niemals sah ich, daß bei Bursakontraktionen Sekret durch den Isthmus wieder in den Bursaanhang zurückgepreßt wurde, wofür wohl die Falten im Isthmus verantwortlich zu machen sind. Trotz der starken Bursakontraktionen kam aus dem abgeschnittenen Ductus seminalis kein Sperma heraus."

Daß trotz der starken Kontraktionen der Bursa kein Sperma ausfloß, führe ich darauf zurück, daß durch die Verletzung der Bursa am Isthmus

das Bursasekret dem durch die Muskelkontraktionen der Bursa erzeugten Druck auswich und so der auf die Spermatophore ausgeübte Druck nicht stark genug war, sie auszupressen. Die Bursa eines anderen Tieres, an der dieselben Kontraktraktionen beobachtet werden konnten, wurden fixiert und geschnitten.

Darüber sagt das Protokoll aus:

„*Lymantria dispar* 13. — 9 Uhr Beginn der Copula. 11 Uhr 45 Min. das Weibchen in physiologischer Kochsalzlösung präpariert. Die Copula war noch nicht gelöst gewesen. Das Männchen flog aber bei Berühren des Weibchens sofort weg. Die Bursa war von einer Spermatophore prall gefüllt. Sie führte starke Kontraktionen vom Fundus in der Richtung zum Ductus seminalis aus. Die einzelnen Kontraktionen der Bursa erfolgten in Zwischenräumen von 9,0; 9,4; 10,0; 10,0; 9,2; 12,5; 13,0; 12,0; 10,2; 12.3; 12,6 Sekunden. Auf einem Längsschnitt sieht man, daß das Anhangssekret in die Spermatophore von obenher eingedrungen ist. Synchron mit den Bursakontraktionen verliefen Kontraktionen des Ductus seminalis."

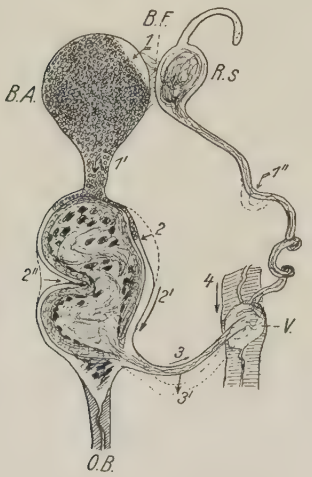


Abb. 32. *Lymantria dispar* L. Schema des Genitalapparates eines begatteten Weibchens. Erklärung im Text. Die Pfeile zeigen die Bewegungsrichtung der Kontraktionen an.

Daß die für die Zwischenräume zwischen den einzelnen Kontraktionen angegebenen Zeiten den im lebenden Tier unter normalen Umständen geltenden Zeiten nahekommen, kann nicht behauptet werden. In physiologischer Kochsalzlösung folgen die Kontraktionen in immer größeren Zwischenräumen aufeinander, was als Zeichen für das allmähliche Absterben der Organe zu werten ist.

Auf Grund dieser und noch einer Anzahl anderer derartiger Beobachtungen bin ich zu folgenden Vorstellungen von den Vorgängen, die zur Auswanderung der Spermien aus der Spermatophore führen, gekommen (Abb. 32):

Im unbegatteten Schwammspinnerweibchen ist der Bursaanhang mit Sekret gefüllt, bei der Begattung wird dann der Bursakörper durch die birnenförmige, weichhäutige Spermatophore prall gefüllt, was etwa 20 Minuten nach Beginn der Copula geschehen ist. Dadurch werden die vielen kleinen Fältchen, die man beim unbegatteten Tier am Bursaepithel sehen kann, ausgeglichen und die außen am Bursakörper verlaufenden Längsmuskeln gespannt, während sie vorher glatt dem Epithel auflagen. Hierauf beginnen sich die Längsmuskeln zu kontrahieren. Damit wird das Lumen der Bursa verengert und so ein Druck auf die Spermatophore ausgeübt. Verstärkt wird dieser Druck durch das im Innern der Spermatophore befindliche Sperma, das sich schon teilweise in heftiger Bewegung befindet. So platzt schließlich die Spermatophorenhülle an einer präformierten Stelle, die der Ursprungsstelle des Ductus seminalis anliegt. Aus dieser Öffnung strömt

das Sperma durch seine eigene Bewegungsfähigkeit heraus. — Wenn man eine eben gebildete Spermatophore in physiologische Kochsalzlösung bringt und ansticht, so verläßt durch diese Öffnung auch fast alles Sperma die Spermatophore. — In den Ductus bursae kann das Sperma nicht hineinwandern, da er durch seine Ringmuskeln weitgehend verschlossen und sein Lumen mit etwas Spermatophorenhüllensekret ausgefüllt ist. Daß das Sperma aber nicht im Bursakörper herumwandert und in den Bursaanhang vordringt, dafür sorgen die Muskelkontraktionen und das gallertartige Sekret, das in alle Zwischenräume, die zwischen Spermatophorenhülle und Bursawand entstehen, eindringt und diese verstopft. Dem Sperma steht somit nur ein Weg offen, nämlich in den Ductus seminalis. Die Richtung der Bursakontraktionen (2, 2') und besonders die Falte der Bursa (2''), die von ihrer Ventralseite gegen den Ductus seminalis vorgeschoben wird, weisen das Sperma auf diesen Weg. Sobald das Sperma in den Ductus seminalis gelangt ist, wird es durch dessen Kontraktionen (3) weiterbefördert. Nachdem nun nach einigen Bursakontraktionen eine Menge Sperma auf diese Weise ausgepreßt wurde, ist die Bursawandung nicht mehr voll gespannt und die Muskeln sind erschlafft, d. h. die Bursakontraktionen müßten aufhören. Sehr viel Sperma würde dann kaum den Weg in den Ductus seminalis finden. Daß dies nicht eintritt, dazu dient das Sekret. Dieses wird jetzt vom Bursaanhang durch Kontraktionen seiner Wandung (1) in den Bursakörper hinabgeschickt (1'), um dort die durch das ausgewanderte Sperma entstandenen Lücken wieder auszufüllen. Dadurch wird die Bursawandung und -muskulatur wieder gespannt und die Kontraktionen können von neuem beginnen. Ein Wiederaufpressen des Sekrets in den Bursaanhang durch diese Kontraktionen wird wahrscheinlich durch die Falten des Isthums, die diesen verschließen können, verhindert. Der Druck, der auf das Sperma ausgeübt wird, fördert vielleicht auch die Auflösung der Spermatozeugmen. So wird allmählich das Sperma durch Bursasekret ersetzt. Wenn dann das Sperma zum größten Teil ausgepreßt ist und der Bursaanhang weniger Sekret enthält, so läßt der Verschluß im Isthmus offenbar nach und die Spermatophorenhülle wird in den meisten Fällen ganz oder teilweise nach oben in den Bursaanhang gepreßt, wo sie dann allmählich bröckelig wird und zerfällt. Das Sekret der männlichen Nebendrüsen, sowie sonstige Gebilde, die sich außer dem Sperma noch in der Spermatophore befunden hatten, müssen in der Bursa zurückbleiben, da sie keine Eigenbewegung haben, und so den Ductus seminalis nicht erreichen. Selbst wenn sie in seine Umgebung gelangt wären, so hätten sie kaum in ihn eindringen können, da sein Lumen durch viele vorspringende Falten für sie zu eng gewesen wäre. Auch sie werden zum großen Teil in den Bursaanhang befördert. So kommt es, daß dieser bei begatteten Weibchen meist stärker gefüllt erscheint als bei jungfräulichen. 1—3 Stunden nach Beginn der Copula ist die Auspressung der Spermatophore gewöhnlich beendet.

Eine weitere Stütze erhielt diese Auffassung von der Funktion des Bursasekretes durch folgenden Fall eines krankhaften Schwammspinnerweibchen. Ich erhielt das Tier, das trotz normaler Copula keine Eier abgelegt hatte, von Herrn Prof. Klatt aus seiner Zucht. Die Präparation zeigte, daß Bursa nebst Bursaanhang von einer einheitlich erscheinenden braunen bröckeligen Masse erfüllt war. Längsschnitte ließen in dem Bursakörper eine normale vollständig gefüllte Spermatophore mit zerfallener Hülle, aber kein Bursasekret erkennen, im Bursaanhang neben dem scholligen Bursasekret zahlreiche Spermatozoen. Das Receptaculum war leer. Hier war offenbar das Bursasekret bereits vor der Copula hart geworden, so daß es nicht in den Bursakörper heruntergedrückt werden konnte. Dadurch konnte die Spermatophore nicht ausgepreßt werden, das Sperma hat aber trotzdem ihre Hülle gesprengt und ist, da der richtunggebende Druck fehlte, in der ganzen Bursa umhergewandert.

Bei alten jungfräulichen Weibchen ist das Bursasekret immer hart und bröckelig, vielleicht ist auf diese seine Beschaffenheit die Tatsache zurückzuführen, daß die Männchen in meinen Versuchen mit mehr als zwei Tage alten Weibchen, auch wenn diese noch so kopulationsbegierig erschienen, nie eine Copula eingingen. Das Nichtzustandekommen einer Copula zwischen jüngeren Tieren dagegen ist wohl fast immer auf Degenerationserscheinungen beim Männchen zurückzuführen, wie Umeya für *Bombyx mori* festgestellt hat An den Genitalorganen der Weibchen konnten in solchen Fällen jedenfalls nie Veränderungen irgendwelcher Art festgestellt werden, ebenso wie von Kitajima und Mitani, deren japanisch geschriebene Arbeiten mir allerdings nur aus den Zitaten bei Umeya bekannt sind.

Einer besonderen Behandlung bedürfen nun noch diese Verhältnisse bei *Bombyx mori*, an dessen Bursa, wie im morphologischen Teil berichtet wurde, die Muskeln fehlen. Es genügt hier vielleicht, wo die Spermatophore noch viel weiter ist, als bei *Lymantria dispar*, schon die Elastizität der Chitinintima, um die Spermatophore auszudrücken, was außerordentlich unvollkommen geschieht, wie ich immer wieder feststellen mußte. Daher bilden auch die Männchen bei der gewöhnlich 10 Stunden dauernden Copula nicht nur eine Spermatophore aus, wie es in der Regel bei den übrigen Schmetterlingen geschieht, sondern immer mehrere, etwa alle zwei Stunden eine, was auch schon den alten Untersuchern von *Bombyx mori*, Malpighi und Reaumur bekannt war. Durch diese vielen Spermatophoren wird die Bursa gewaltig ausgedehnt und so der Druck der Chitinintima immer höher gesteigert.

Die von den anderen Schmetterlingen gebildeten harten Spermatophoren, die nicht so vollständig zusammengepreßt werden können, wie die von *Lymantria dispar* und *Bombyx mori*, bedürfen etwas anderer Methoden, um geleert zu werden. Bevor diese behandelt werden können, muß noch eines anderen Gebildes in der Bursa, der Lamina dentata, gedacht werden.

b) Die Lamina dentata.

Der Lamina dentata, deren Gestalt bereits im morphologischen Teil beschrieben wurde, legte man recht verschiedene Aufgaben bei, und zwar die folgenden:

1. Baltzer, der Entdecker der Lamina dentata, und van Eeke halten sie für ein Reizorgan, „bestimmt bei der Begattung, die Ejaculation des Samens zu vermehren".

2. Hagen und Stitz glauben, daß die Lamina dentata zum Aufreißen der Spermatophore dient.

3. Nach Petersen (1907) dient die Lamina dentata dazu, den glatten Körper der Spermatophore in der Bursa festzuhalten.

4. Quast endlich hält die Lamina dentata für einen Reusenapparat, „in dem sie alles, was den Ductus seminalis verschließen könnte, auffangen, den Spermatozoen jedoch den Weg freilassen".

Die übrigen Autoren, die etwas über die Funktion der Lamina dentata aussagen, schließen sich einer dieser vier Ansichten an.

Um als Reizorgan zu dienen, liegt die Lamina dentata bei vielen Schmetterlingen viel zu weit oben im Fundus, so daß sie vom Penis bei der Copula unmöglich berührt werden kann. Gegen die Annahme, daß sie zum Festhalten der Spermatophore im Sinne von Petersen oder als Reusenapparat nach der Ansicht von Quast dient, spricht die Tatsache, daß die in die Bursa gezwängte harte Spermatophore, deren Körper bedeutend dicker als der Bursahals ist, sich kaum verschieben kann, Stützen für die Richtigkeit der Ansicht von Hagen und Stitz konnten jedoch vielfach gefunden werden. Hierher gehört zunächst der Befund, daß fast alle Arten Spermatophoren an ihrer der Lamina dentata zugekehrten Seite aufgerissen und dann eingedrückt waren. Auf der Wand einer noch vollständig gefüllten Spermatophore von *Pieris brassicae* fand ich den Abdruck der Lamina dentata eingegraben, der um ein Drittel breiter war, als die herzförmige Lamina dentata im Ruhezustand, und Reißspuren nach rechts und links zeigte. Weiterhin zeigte es sich oft, daß nicht nur die Spermatophore eingedrückt, sondern daß auch die ganze Bursawandung mit der Lamina dentata in die Spermatophore eingedrungen war (Abb. 33). Daß dies auch tatsächlich durch die Lamina dentata und die an ihr ansetzenden Muskulatur geschieht, konnte bei *Dicranura vinula* direkt beobachtet werden. Darüber berichtet ein Protokoll folgendes:

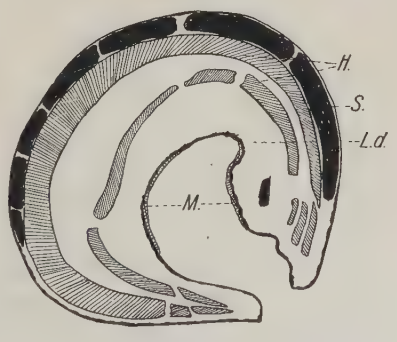


Abb. 33. *Dicranura vinula* L. Querschnitt durch die Bursa eines begatteten Weibchens nach der Entleerung der Spermatophore (schematisch). *H* = Spermatophorenhülle, *S* = Bursasekret.

„*Dicranura vinula* 7. — Weibchen während der Eiablage trocken präpariert. Auf der Dorsalseite der Bursa, an der Stelle, wo die Lamina dentata gegen die Spermatophore vorgedrungen war, waren Muskelkontraktionswellen zu beobachten, und zwar zuerst von links nach rechts, dann von rechts nach links und dann von der Bursamündung zum Fundus. Dann begannen die Kontraktionen wieder von neuem. Diese Bewegungen wiederholten sich ohne Unterbrechung öfters."

Das Auspressen der Spermatophore scheint bei allen Schmetterlingen mit harter Spermatophore nicht auf einmal vor sich zu gehen, sondern in Abständen nacheinander. Dafür spricht auch, daß das Receptaculum von *Sphinx ligustri*, *Deilephila euphorbiae* und *Dicranura vinula* zu klein erscheint, um alles in der Spermatophore enthaltene Sperma auf einmal aufnehmen zu können.

Die Auspressung der Spermatophore hat man sich bei den Schmetterlingen, deren Bursa eine zweigeteilte Lamina dentata besitzt, etwa folgendermaßen zu denken: Durch das Einquellen der Spermatophore bei der Copula wird die Bursa stark angespannt. Dadurch werden die beiden Muskelwülste, die in die unbegattete Bursa hineinragen, nach außen gepreßt und gespannt. Jetzt erst ist es ihnen möglich, richtig in Funktion zu treten. Sie kontrahieren sich alternierend, und so wird die Lamina dentata wie eine Säge hin und her gezogen. Bei jeder Muskelkontraktion wird von den Zähnen der Lamina dentata abwechselnd von der linken und rechten Platte gegen die Spermatophorenwandung gesägt. Endlich zerreißt diese so bearbeitete Seite der Spermatophore und nun läßt sich ihre Wandung leicht gegen die gegenüberliegende Seite zusammendrücken. Der Spermatophoreninhalt muß dadurch entweder nach oben oder nach unten gedrückt werden. Da aber im Fundus der Bursa das Bursasekret als ein ziemlich festes Polster auf den Pol der Spermatophore drückt und, sobald deren Wandung zerrissen ist, auch in sie eindringt, so wird ein Ausweichen des Sperma nach oben unmöglich gemacht, und es muß daher seinen Weg durch das Collum der Spermatophore nehmen. Auch dieses wird vielfach von Bursasekret umgeben und durch Kontraktionen des Bursahalses zusammengequetscht, wodurch die Bewegung der Spermatozoen beschleunigt wird. Wenn man auf den Hals einer noch gefüllten Spermatophore, z. B. von *Pieris rapae*, drückt, so spritzt das Sperma in feinem Bogen heraus. In ähnlicher Weise wird es wohl auch durch die Kontraktionen des Bursahalses im lebenden Tier herausgespritzt werden. Da die Öffnung der Spermatophore aber immer an der Ursprungsstelle des Ductus seminalis liegt, so gelangt das Sperma dadurch sofort in diesen, wo es durch dessen Kontraktionen weiter befördert wird. Durch die Enge des Spermatophorenhalses wird das Sperma von den in seiner Flüssigkeit enthaltenen Sekretschollen befreit. Bei *Vanessa* genügen die Kontraktionen des außerordentlich starken Muskelwulstes, um die Spermatophore einzudrücken. Eine sternförmige oder runde Lamina dentata z. B. bei *Operophthera brumata* reibt ein Loch in die Spermatophore und drückt sie dann ebenfalls ein. Bei den *Pieriden*, die noch einen Anhang am Fundus haben, enthält

dieser das Bursasekret, dessen Einwirken auf die Spermatophore wohl ähnlich wie bei *Lymantria* reguliert werden wird. Zur Aufnahme der ausgeleerten Spermatophorenhüllen dient dieser Anhang aber nicht. Im Bursakörper wurden hier immer mehrere ausgedrückte Spermatophoren gefunden, so z. B. bei *Pieris brassicae* 3, bei *Pieris rapae* 3 – 4.

Etwas anders ist die Wirkungsweise der Lamina dentata bei *Gonepteryx rhamni*. Hier steht die Lamina dentata um die Einmündungsstelle des Bursahalses, die Muskulatur verläuft vom Fundus zum Hals. Die Spermatophore hat die Gestalt einer auf der einen Seite etwas abgeplatteten Kugel und besitzt kein Collum, obwohl der Ductus seminalis vom Bursahals entspringt. Wenn die Spermatophore eben gebildet ist, so füllt sie den Bursakörper vollständig aus und der Bursaanhang ist prall von dem Bursasekret gefüllt. Durch Kontraktionen der Bursamuskulatur muß nun die Spermatophore mit einer Seite über die Lamina dentata hin- und herbewegt werden, wodurch sie auf dieser Seite vollständig abgehobelt wird, wie ich dies bei einem Tier, das längere Zeit nach der Copula präpariert wurde, gesehen habe. Daß die Spermatophore immer gegen die Lamina dentata gedrückt wird, wird durch das Bursasekret besorgt. Dieses fand ich hier nämlich neben Fetzen der Spermatophorenhülle noch im Bursakörper, während der Anhang schlaff war (Abb. 34).

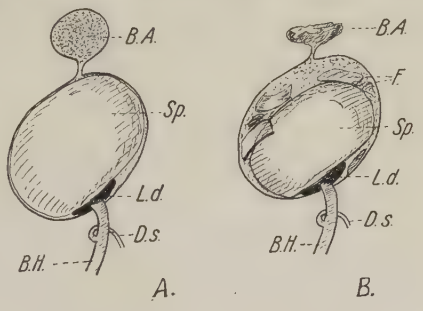


Abb. 34. *Gonepteryx rhamni* L. *A* Bursa unmittelbar nach der Kopula, *B* einige Zeit später (schematisch), *F* = Fetzen der Spermatophorenhülle.

Bei den *Zygaenen* und *Spilosoma lubricipeda* scheint bei der Überwanderung der Spermien die Pseudobursa mitzuwirken. Bei ihnen ist die Spermatophore ebenfalls hart. In vollkommen geleertem Zustande behält sie aber ihre Form, sie ist nicht zerrissen und nur dort, wo die Lamina dentata sitzt und am Pol, wo das Bursasekretpolster auflagert, sehr schwach eingedrückt. Die Pseudobursa war bei allen Tieren, die ich während der Überwanderung der Spermien präpariert habe, schlaff und nie mit Sperma gefüllt. Das durch den Pseudobursahals und Ductus seminalis laufende Spermaband floß höchstens etwas in die Pseudobursa hinein und dann wieder in einem spitzen Winkel heraus. Bewegungen konnte ich an ihr nicht feststellen. Ich glaube aber auch, wie Petersen (1907), daß sie durch saugende Wirkung die Weiterbeförderung der Spermien begünstigt. Gestützt wird diese Meinung durch eine Feststellung an *Zygaena achilleae*. Bei ihr reicht, wie schon beschrieben wurde, der unten geschlossene Spermatophorenhals über das Ostium bursae hinaus. Seine Öffnung, die an der Seite des Halses liegt, dort, wo die Pseudobursa in den Bursahals einmündet, lag in einem Fall auf einem kleinen gegen die Pseudobursa

gerichteten Kegel (Abb. 30). Eine ähnliche kraterförmige Öffnung erhält man, wenn man eine Luftpumpe auf eine zähflüssige gallertartige Substanz, z. B. auf sulzigen Tischlerleim, aufsetzt. Es ist daher wohl anzunehmen, daß diese Öffnung am Spermatophorenhals durch Saugwirkung der Pseudobursa entsteht. Vielleicht genügt nur ein einmaliges Ansaugen, um vereint mit einem Druck der Bursamuskulatur auf die Spermatophore den Spermastrom in Gang zu bringen. Die Pseudobursa müßte dabei etwa wie ein Pipettenhütchen wirken.

Da bei *Z. filipendulae* die Öffnung des Pseudobursahalses wie bei *Z. achilleae* mit dem Ostium bursae fast zusammenfällt, dieses wegen seiner starken Chitinisierung nicht geschlossen werden kann und da der Spermatophorenhals nach unten offensteht, so besteht die Gefahr, daß das Sperma teilweise durch das Ostium bursae nach außen abfließen könnte. Um dieses zu verhindern, dauert bei *Z. filipendulae* die Copula so lange, bis alles Sperma ins Receptaculum übergewandert ist. Sofort nach Beendigung der Copula beginnt dann die Eiablage.

3. Die Funktion des Receptaculum seminis.

a) Die Füllung des Receptaculum seminis.

Durch den Ductus seminalis gelangt das Sperma in das Vestibulum. Von hier muß es nun durch den Ductus receptaculi in das Receptaculum aufsteigen. Wie im morphologischen Teil dargelegt wurde, besitzt dieser in seinem untersten Teil zwei nebeneinander her verlaufende Kanäle, den Befruchtungskanal und den Canalis spiralis. Bei der Präparation eines Weibchens von *Lymantria dispar* oder *Bombyx mori*, dessen Sperma gerade bei der Überwanderung ist, sieht man es als ein weißes Band durch den Canalis spiralis hindurchströmen. Schnitte durch den Ductus receptaculi um diese Zeit haben nur den Canalis spiralis mit Sperma gefüllt gezeigt. Der Befruchtungskanal aber war leer. Es fragt sich nun, wie gelangt das Sperma in den Canalis spiralis und welche Kräfte sind es, die es ins Receptaculum seminis befördern.

Klatt (1920) hat die Überlegung angestellt, daß vielleicht die Papille, auf der der Ductus receptaculi in das Vestibulum mündet, in die Mündung des Samenganges eingeführt und so eine direkte Verbindung zwischen diesen beiden Kanälen hergestellt wird. Beobachtungen, die zur Stützung dieser Mutmaßung dienen könnten, konnten weder an Schnitten noch bei der Präparation gemacht werden. Wahrscheinlicher erscheint es nach den Schnitten, daß das Sperma vielleicht durch Thigmotaxis, die von Dewitz für die Spermatozoen der Schabe nachgewiesen wurde, an der Wand des nach unten und oben abgeschlossenen Vestibulum entlang zum Canalis spiralis wandert. Da das Vestibulum nicht durchscheinend ist, konnten hierzu Beobachtungen an den überlebenden Organen nicht angestellt werden. Bei der Präparation beobachtete Kontraktionsbewegungen des Oviductus

communis anterior und inferior sind wohl für die Überwanderung kaum von Bedeutung, da sie auch bei der Präparation unbegatteter Tiere gemacht werden konnten.

Während das Sperma im Ductus receptaculi aufwandert, sieht man an seinem untersten Teil, der den Befruchtungskanal und Canalis spiralis enthält, nie Bewegungen irgendwelcher Art. Ebenso macht das Receptaculum seminis selbst — es handelt sich bei dieser Beschreibung nur um *Lymantria dispar* — keine Bewegungen. Am obersten Teil des Ductus receptaculi konnten jedoch bisweilen deutliche zum Receptaculum hin verlaufende Kontraktionswellen wahrgenommen werden. Leichte schwingende Bewegungen des Receptaculumganges rühren davon her, daß das Receptaculum mit dem Bursaanhang durch Bindegewebsfasern (Abb. 32 B. F.) fest verbunden ist und daher in Schwingung geraten muß, wenn sich dieser kontrahiert.

Welche Kräfte sind es nun, die das Sperma ins Receptaculum seminis treiben? Zwei Möglichkeiten sind denkbar: Entweder wirkt das kompliziert gebaute Innere des Ductus receptaculi als Saugpumpe, in ähnlicher Weise wie dies Bresslau und Adam für den Samenblasengang der Bienenkönigin geschildert haben, oder das Sperma kriecht durch seine Eigenbewegung, chemotaktisch von dem Receptaculumsekret angelockt, den Canalis spiralis hinauf. Im Canalis receptaculi wird dann offenbar durch Muskelkontraktionen seine Weiterbeförderung in das Receptaculum beschleunigt. Sucht man nun am Ductus receptaculi nach einer Saugpumpe, so ist die Stelle, die dazu am besten geeignet wäre, der Übergang zwischen Canalis spiralis und Vesicula. Da aber auch hier wie am ganzen Ductus receptaculi einfache Ringmuskeln vorhanden sind, die das Lumen des Kanals zwar plötzlich verengern, aber nie plötzlich erweitern können, so kann damit kaum eine Saugwirkung erzielt werden. Viel wahrscheinlicher ist es dagegen, daß das Sperma durch positive Chemotaxis in das Receptaculum gelangt. Dafür spricht einmal, daß die Spermatozoen alle mit den Köpfen voran ins Receptaculum wandern, dann, daß sich an der ins Vestibulum ragenden Papille ein Sekret befindet, das wie das Receptaculumsekret aussieht, und endlich folgender Versuch:

„*Lymantria dispar* 57. — Weibchen eine Stunde nach Beginn der Copula, in physiologischer Kochsalzlösung präpariert. Das Sperma war in Überwanderung begriffen. Der Ductus seminalis führte schwingende Bewegungen aus, der Oviduct zuckte von Zeit zu Zeit zusammen, am Receptacalum konnten keine Bewegungen beobachtet werden. Im Receptaculumgang floß das Sperma als ein ununterbrochenes Band ins Receptaculum. Das Spermaband floß ungestört weiter, auch als das Receptaculum mit dem oberen Teil des Ganges bis zum Beginn des schmalen Befruchtungskanals abgeschnitten worden war."

Würde das Sperma durch Pumpbewegungen eines Teiles des Ductus receptaculi oder des Receptaculum gehoben worden sein, so hätte es nach Abschneiden eines Teiles des Ductus receptaculi nicht weiter wandern dürfen. Die folgenden an *Bombyx mori* gemachten Versuche sprechen noch viel deutlicher für Chemotaxis:

„*Bombyx mori* 3. — 9 Uhr 50 Min. 2 Stunden nach Beginn der Copula. Weibchen in physiologischer Kochsalzlösung präpariert. Spermatophore geöffnet. Das Sperma bewegt sich heftig in der physiologischen Kochsalzlösung. Receptaculumdrüse eines unbegatteten gleichalten Weibchens in physiologischer Kochsalzlösung herauspräpariert. Zwei ungefähr gleich große Tropfen Sperma in physiologischer Kochsalzlösung auf den Objektträger gebracht. In die Nähe des einen Tropfens die herauspräparierte Receptaculumdrüse des unbegatteten Weibchens gebracht, in die Nähe des andern das Bursasekret. Die Spermatropfen zeigten einen ziemlich scharfen Rand. Im ersten Falle schiebt dieser eine Ausbuchtung gegen die Receptaculumdrüse vor. Während diese um 10 Uhr vom Sperma gar nicht berührt wurde, ist sie um 12 Uhr vollkommen von ihm umflossen. Während das Sperma an allen Stellen des Tropfenrandes fast unbeweglich ist, hat es allein in der Umgebung der Receptaculumdrüse seine frühere Beweglichkeit noch beibehalten. Im zweiten Fall hat sich am Tropfenrand keine Unregelmäßigkeit feststellen lassen. Um 12 Uhr hat das Sperma überall seine frühere Beweglichkeit eingebüßt. Am Austrocknen wurden die Flüssigkeitstropfen durch Einbringen der Objektträger in eine feuchte Kammer verhindert.

Bombyx mori 7. — 10 Uhr 25 Min. 1 Stunde 50 Min. nach Beginn der Copula. Weibchen in physiologischer Kochsalzlösung präpariert. Bursa mit Spermatophore gefüllt. Diese aufgeschnitten. Sperma in heftiger Bewegung. In einen Tropfen Sperma eine leere Kapillare gelegt und eine Kapillare, in deren dem Sperma abgewandten Ende die Receptaculumdrüse eines unbegatteten Weibchens gesteckt wurde. Das Präparat in eine feuchte Kammer gebracht. Gegen 12 Uhr war die Kapillare, in der die Receptaculumdrüse steckte, mit Sperma reichlich gefüllt. Das Sperma um die Receptaculumdrüse war in heftiger Bewegung. In die leere Kapillare war nur etwas Sperma an ihrem, dem Sperma zugekehrten Teil eingedrungen. Das Sperma in ihrer Umgebung war so gut wie unbeweglich. Weiterhin wurden zwei Tropfen mit Sperma je durch ein schmales Band physiologischer Kochsalzlösung mit einem Tropfen physiologischer Kochsalzlösung verbunden, der in einem Fall rein gelassen, während im zweiten Fall in ihn die zerquetschte Receptaculumdrüse eines unbegatteten Weibchens gebracht wurde. Beide Präparate wurden in eine feuchte Kammer gebracht. Nach etwa zwei Stunden war das Sperma im ersten Fall bewegungslos geworden und im zweiten Fall das der Receptaculumdrüse abgewandte Sperma, während das Sperma in der Nähe der Receptaculumdrüse seine frühere Bewegungsfähigkeit beibehalten hatte. Eine eindeutige Überwanderung konnte nicht festgestellt werden, da bei einem nachträglichen Befeuchten des Verbindungsstreifens der beiden Tropfen, der während der Beobachtung rasch austrocknete, Sperma an die Receptaculumdrüse künstlich herangebracht worden sein konnte."

Die chemotaktische Wirkung im lebenden Tier muß natürlich viel größer sein, als hier in diesen Versuchen. Es darf dies nicht wunder nehmen, da das Receptaculumsekret durch die physiologische Kochsalzlösung ja außerordentlich verdünnt wird, während es im Tier auf engstem Raum konzentriert bleibt und wohl auch während der Überwanderung ständig nachgebildet wird, was daraus ersehen werden kann, daß das an der Papille des Receptaculums vorhandene Sekret bei älteren Tieren in bedeutend größerer Menge vorhanden ist als bei jüngeren und noch unbegatteten.

Neben der Anlockung der Spermien hat das Receptaculumsekret noch die Eigenschaft, das Sperma lange Zeit am Leben zu erhalten, wie ebenfalls aus den oben geschilderten Versuchen deutlich hervorgeht. Die Zeitdauer, in der sich das Sperma im Receptaculum gewöhnlich aufhält, scheint der Länge der Receptaculumdrüse proportional zu sein, worauf

schon Eidmann (1929) hingewiesen hat. Bei *Lymantria dispar* z. B., wo die Eiablage schon in der der Copula folgenden Nacht erfolgt, ist die Receptaculumdrüse sehr kurz, bei *Aporia crataegi* dagegen, wo nach Stellwaag die Eiablage erst 3 bis 7 Tage bei gutem und bis zu 2 Wochen bei schlechtem Wetter nach der Copula erfolgen soll, ist die Drüse außerordentlich lang und verzweigt.

Endlich wäre noch eine dritte Aufgabe des Receptaculums zu nennen, die Eidmann (1931) zuerst erörtert hat, nämlich eine Aktivierung der Spermien, d. h. daß sie hier im Receptaculum die Fähigkeit erhalten, die Eier zu befruchten. Eidmann hat, um für diese Annahme einen Beweis zu liefern, 312 Ovarialeier mehrerer größerer Schmetterlinge teils mit Sperma aus dem Receptaculum, teils mit solchem aus der Spermatophore künstlich befruchtet. Davon haben sich aber nur zwei Eier (= 0,6 %), die mit Sperma aus dem Receptaculum befruchtet waren, entwickelt, während alle übrigen abgestorben sind. Vorher wurden allerdings schon in sehr früher Zeit zweimal künstliche Befruchtungsversuche von Schmetterlingseiern unternommen, und zwar 1669 von Malpighi und 1792 von Hunter. Beide nahmen dazu die Eier von *Bombyx mori*. Erstere befruchtete sie mit dem vom Männchen gewonnenen Samen, hatte dabei aber keinen Erfolg; letzterer dagegen erhielt Räupchen aus Eiern, die er mit Samen befruchtet hatte, den er sowohl aus den Ausführgängen des männlichen Genitalapparates, als auch aus der Bursa copulatrix eines begatteten Weibchens erhalten hatte. Doch ist bei der Wertung dieser Ergebnisse Vorsicht am Platz, da Parthenogenese bei *Bombyx mori* nicht selten sein soll. Würden jedoch die Ergebnisse von Hunter exakt sein, so wäre die Annahme von Eidmann widerlegt. Da *Bombyx mori* und *Lymantria dispar* wegen öfter vorkommender Parthenogenese ausscheiden, versuchte ich eine künstliche Befruchtung von allerdings nur zwanzig *Dicranura vinula*-Eiern mit Sperma, die eine Hälfte mit Sperma aus der Spermatophore, die anderen Eier mit solchem aus dem Receptaculum seminis. Ich nahm die Befruchtung wie Hunter ohne Zusatz von physiologischer Kochsalzlösung vor, während Eidmann das Sperma in physiologische Kochsalzlösung gebracht hat. Jedoch keines der Eier entwickelte sich weiter. Diese Frage muß vorläufig noch unentschieden bleiben.

Das Receptaculumsekret, das rotes Lackmuspapier blau färbt, setzt sich aus zwei Sekreten zusammen, nämlich dem Sekret der Anhangsdrüse und dem der Receptaculumzellen beim einfachen und der Utriculuszellen beim zweigeteilten Typus. Ob diesen beiden Sekreten verschiedene Funktion zukommt, ist nicht zu entscheiden, wohl aber anzunehmen. Auf Schnitten können sie weder durch Struktur noch durch Färbungseigentümlichkeiten unterschieden werden. Beim zweigeteilten Receptaculumtypus wird, wie auch Eidmann bei *Dendrolimus pini* L. festgestellt hat, zuerst der Utriculus und von diesem aus die Lagena gefüllt, in der das Sperma bis zur Eiablage verweilt.

b) Die Eiablage.

Mit wenigen Ausnahmen erfolgt bei den Schmetterlingen nach vollständiger Füllung des Receptaculum seminis sofort die Eiablage. Bei den meisten von mir untersuchten Arten sind die Eier oval und besitzen die Mikropyle an ihrem oberen Pol. In den Eiröhren sind sie in Richtung ihrer Längsachse angeordnet, die Mikropyle am proximalen Ende, ebenso ist ihre Anordnung im Oviductus communis anterior. Durch Muskelkontraktionen dieses Teiles des Eileiters, der etwas schräg zur Achse des Oviductus communis inferior in das Vestibulum mündet, werden die Eier vorwärts getrieben. Wenn sie darauf in der eingeschlagenen Richtung in das Vestibulum gelangen, so stoßen sie an die von der Receptaculumpapille schräg nach unten verlaufenden Wandung des geschlossenen Oviductus communis inferior an (Abb. 2) und ihre Längsachse wird dadurch bei den meisten Faltern um etwa 30° nach links gekippt. Dann wird das Ei wieder etwas nach oben gedrückt, so daß seine Mikropyle die Receptaculumpapille berührt. In dieser Lage verweilt das Ei kurze Zeit, in der die Befruchtung erfolgt, und dann rutscht es in Richtung seiner Längsachse durch den Oviductus communis inferior nach außen, der plötzlich, wahrscheinlich durch die Kontraktion der Dilatoren vestibuli, geöffnet wird. Bei dem Hinausrutschen streicht das Ei an der Kittdrüsenmündung vorbei und wird hier mit dem stark sauren Kittdrüsensekret bestrichen, das zum Festkleben der Eier an ihrer Unterlage dient. Diese Schilderung der Eiablage stützt sich auf eine Beobachtung während der Präparation eines mit der Eiablage beschäftigten Weibchens von *Bombyx mori*, sowie auf zwei Präparate von *Operophthera brumata* (Abb. 15), die die Eier bei der Umkippung zeigen. Aber auch bei noch vielen anderen Faltern wurde Derartiges beobachtet. Die Eier von *Lymantria dispar* sind rund und auf der einen Seite, die die Mikropyle trägt, etwas abgeplattet. Auch sie drehen sich bei Eintritt in das Vestibulum, so daß die Receptaculumpapille, die stempelförmig gestaltet ist, genau auf die abgeplattete Stelle der Eier paßt. Bei *Dicranura vinula* dagegen, deren Eier die Gestalt einer Kugelhaube haben, und auf deren Pol die nadelstichförmige Mikropyle sitzt, ist die Receptaculumpapille schüsselförmig, so daß sie sich genau an den Pol der Kugelhaube anschließen kann. Auch hier drehen sich die Eier im Vestibulum entsprechend.

Wie geht nun der Befruchtungsvorgang selbst vor sich? Wenn man während der Befruchtung einen Schnitt durch den unteren Teil des Ductus receptaculi macht, so findet man den engen Befruchtungskanal mit Sperma gefüllt, den Canalis spiralis jedoch vollkommen leer. Dieser wird durch Kontraktion der Ringmuskulatur bei seiner Einmündung in die Vesicula oben abgeschlossen. Wenn nun ein Ei das Vestibulum betritt, so wird wohl reflektorisch durch Vermittlung des vorletzten vom letzten Abdominalganglion abziehenden Nervenpaares, das am Vestibulum endet, und einen Ast zum Receptaculum abschickt, eine Kontraktion der Ringmuskeln des

Receptaculums — dies bezieht sich auch hier wieder nur auf Beobachtungen bei *Lymantria dispar* — ausgelöst, wodurch das Sperma in die Vesicula und durch den engen Befruchtungskanal gepreßt wird. Bei Schmetterlingen mit zweigeteiltem Receptaculumtypus besorgt der Utriculus dieses. Bei *Bombyx mori* war dieser während der Eiablage außerordentlich stark gefüllt, während in der Lagena nur wenig kreisendes Sperma zu sehen war. An der Übergangsstelle zwischen Lagena und Utriculus führte letzterer heftige Kontraktionen aus (Abb. 10, B.). Durch den engen Kanal erfolgt nun eine Dosierung des Samens, so daß nur 6 bis 7 Spermatozoen in ein Ei eindringen können. Dies konnte dadurch festgestellt werden, daß der Ductus receptaculi in seinem untersten Teil bei einem Seidenspinnerweibchen, das mit der Eiablage beschäftigt war, abgeschnitten wurde. Es wurde einmal aus der Schnittfläche Sperma in drei Stößen herausgeschleudert, ein anderes Mal ragten 6 Spermatozoen aus dem Befruchtungskanal heraus. Nach Henking sollen tatsächlich immer mehrere Spermatozoen in das Ei eintreten. Es ist anzunehmen, daß die Öffnung des Befruchtungskanals direkt auf die Mikropyle gepreßt wird, da die Receptaculumpapille, wie bereits beschrieben wurde, immer so geformt ist, daß sie sich an die Eifläche, auf der die Mikropyle sitzt, eng anschließen kann, wie bei der Präparation des öfteren deutlich zu sehen war. Vielleicht ist es notwendig, für die Spermien, daß sie genau mit den Köpfen voran auf die Mikropyle des Eies gepreßt werden, wenn sie in das Ei eindringen sollen, und vielleicht lassen sich dadurch die geringen Erfolge bei der künstlichen Befruchtung der Schmetterlingseier erklären. Die Windungen des Befruchtungskanales stellen vielleicht nur die Bewegungsbahn der sich schlängelnden Spermatozoen dar, und so erklärt sich wahrscheinlich auch die oft beobachtete Umkehrstelle in seiner Drehungsrichtung. Da die Spermatozoen jeder Schmetterlingsart eine arteigene Bewegungsweise haben werden, wird der Befruchtungskanal so verschieden gebaut sein.

Einer besonderen Betrachtung bedarf noch die Eiablage des Schwammspinners. Dieser Schmetterling hat bekanntlich seinen Namen von dem aus den Haaren seines Afterbusches gebildeten schwammähnlichen Belag, mit dem er seine Eigelege bedeckt. Die Haare seines Afterbusches sind sehr langgestreckte Schuppen, die nur sehr lose auf der Chitincuticula aufsitzen und schon durch leichtes Reiben abgeschabt werden können. Bezüglich der Bildung dieses Schwammes von einem Weibchen, dem die Flügel nach der Copula abgeschnitten worden waren, konnte ich folgendes beobachten: Aus der Abdomenspitze traten kleine Tröpfchen Kittdrüsensekret aus, durch die Abdominalhaare an die Legeröhre geklebt und dann auf die Eiablage gedrückt wurden. Die Abdomenspitze pendelte ständig hin und her sowie nach vorne. Die Schwämme, die von flügellosen Weibchen gebildet wurden, erschienen aufgerauht und nicht so sammetartig glänzend wie die normaler Weibchen. Der Schwamm, der von einem Weibchen stammte, dem nach der Copula die rechten Flügel entfernt worden waren, war auf der linken

Seite sammetartig ausgebildet, wie von einem normalen Weibchen, aber auf der rechten Seite aufgerauht. Die schöne glatte sammetartig glänzende Oberfläche der Eierdeckbelages wird also offenbar durch Darüberstreichen mit den dachförmig zusammengelegten Flügeln des Weibchens erzielt.

Klatt (1913) hat zuerst festgestellt, daß diese normalen Eiablagen nur von begatteten Weibchen herrühren, während unbegattete Weibchen wohl auch Eier und Haare absetzen, aber unregelmäßig zerstreut und nie fest auf der Unterlage angeklebt. Diese Form der Eiablage bezeichnete Klatt als „rudimentäre Eiablage". Welche Vorgänge bei der Copula es sind, die die normale Eiablage bedingen, ist noch eine ungelöste Frage. Klatt konnte nur beweisen, daß die mechanischen Reize bei der Copula die normale Eiablage nicht auslösen. Über eine zufällige Beobachtung an einem sich anormal verhaltenden Weibchen, die dafür spricht, daß das prall gefüllte Receptaculum für die normale Eiablage verantwortlich zu machen ist, habe ich folgendes mitzuteilen:[1])

„*Lymantria dispar* 6. — Am 19. Juli 1932 erhielt ich von Herrn Prof. Klatt aus seiner Zucht ein Weibchen, das am 17. Juli eine normale Eiablage ausgeführt hatte, obwohl es isoliert gehalten worden war, und daher nicht begattet worden sein konnte. Das Präparationsergebnis: Die Bursa war leer, der Bursaanhang enthielt wenig braunes Sekret wie bei normalen unbefruchteten alten Weibchen. Das Receptaculum seminis und seine Anhangsdrüse waren mit einem milchweißen Sekret prall gefüllt. Auch auf Schnittserien konnten weder in der Bursa noch im Receptaculum Spermatozoen erkannt werden. Im Mai 1933 krochen aus dem Gelege dieses Weibchens Räupchen aus, aus denen ich im Juli 1933 5 Falter erhielt, und zwar 3 Männchen und 2 Weibchen."

Zusammenfassung.

Nach den beschriebenen Untersuchungen kann man sich im wesentlichen das folgende Bild von den Vorgängen im weiblichen Genitalapparat der Lepidopteren nach der Begattung machen:

1. Die Spermatophore wird durch die Bursamuskulatur ausgepreßt. Verstärkt wird die Wirkung der Muskulatur durch das Bursasekret, das oft in einem besonderen Anhang gespeichert wird *(Lymantria dispar, Pieriden)*. Wo die Spermatophorenhülle sehr hart ist, wird sie durch die Laminae dentatae aufgerissen und dann eingedrückt.
2. Das Sperma, das durch seine eigene Bewegungsfähigkeit den Ductus seminalis erreicht hat, wird durch dessen Kontraktionen in das Vestibulum befördert.
3. Das Sperma findet seinen Weg in das Receptaculum durch positive Chemotaxis.
4. Der unterste Teil des Ductus receptaculi zerfällt in zwei nebeneinander verlaufende Kanäle, einen weiten, den Canalis spiralis, und einen engen, den Befruchtungskanal, die sich etwa in der Mitte des

[1]) Zugleich belegt dieser Fall das oft behauptete Vorkommen von Parthenogenese beim Schwammspinner.

Ductus receptaculi zu einem Canalis receptaculi vereinigen. Der Befruchtungskanal ist fast immer, der Canalis spiralis bisweilen stark spiralförmig gewunden. Das Sperma wandert durch den Canalis spiralis in das Receptaculum. Ist dieses in Lagena und Utriculus geteilt, dann wird zuerst der Utriculus und von diesem die Lagena gefüllt.

5. Die Befruchtung der Eier erfolgt im Vestibulum. Das Receptaculum oder im zweigeteilten Typus der Utriculus preßt durch Kontraktionen seiner Wandung das Sperma auf das Ei durch den engen Befruchtungskanal aus, der auf die Mikropyle des Eies durch die Receptaculumpapille gedrückt wird. Damit diese Papille die Mikropyle des Eies bedecken kann, muß die Längsachse des Eies eine Kippung machen.

Literatur.

Adam, A., Bau und Mechanismus des Receptaculum seminis bei den Bienen, Wespen und Ameisen. Zool. Jahrb. Abt. Anat. 1913, Bd. 35.

Allman, L., Studies of the anatomy and histology of the reproductive system of the female codling moth, *Carpocapsa pomonella* L. Univ. Calif. Pub. Entom., Vol. 5.

Baker, G. T., Notes on the genitalia of a gynandromorphous *Eronia Hippia*. Trans. entomol. Soc. London 1891.

Balbiani, M., Sur le mecanisme de la fécondation chez les Lépidoptères. Compt. rend. hebdom. sc. acad. scien. T. 68. Paris 1869.

Ballowitz, E., Bemerkungen zu der Arbeit von Dr. phil. Karl Ballowitz über die Samenkörper der Arthropoden nebst weiteren spermatologischen Beiträgen, betreffend die Tunicaten, Mollusken, Würmer, Echinodermen und Coelenteraten. Internationale Monatsschr. Anat. Physiol. 1894, Bd. 11.

Baltzer, Zur Anatomie und Physiologie der Dämmerungsfalter *(Sphingidae)*. Arch. Nat. 1864, 30. Jahrg., I. Band.

Berlese, A., Gli Insetti. Vol. I. Milano 1909.

Bresslau, E., Der Samenblasengang der Bienenkönigin. Zool. Anz. 1905, Bd. 29.

Bryk, F., Grundzüge der Sphragidologie. Arkiv för Zool. Bd. 11. Stockholm 1917 bis 1918.

Burgess, E., Contributions to the anatomy of the milk-weed butterfly *(Danais archippus* Fabr.). Anniv. mem. Boston Soc. nat. hist., 1880.

Burmeister, H., Handbuch der Entomologie. Bd. 1. Berlin 1832.

Carus, Icones zootomicae. Leipzig 1857.

Cholodkovsky, N., Über den Geschlechtsapparat von *Nematois metallicus* Pod. Zeitschrift wiss. Zool. 1885, Bd. 42.

— — Über den Geschlechtsapparat von *Parnassius mnemosyne* L. Ill. Zeitschr. Entom. 1900, Bd. 5.

Cuvier, G. et G. L. Duvernoy, Leçons d'anatomie comparée. T. 8. Paris 1846.

Dampf, A., Über den Genitalapparat von *Rhopobota naevana* Hb. Deutsche Entom. Zeitschr. Iris. Dresden 1908.

— — Über innere Begattungszeichen bei *Tortriciden*. Schr. phys.-oekonom. Gesellsch. Königsberg 1920/21.

Dewitz, J., Über die Vereinigung der Spermatozoen mit dem Ei. Pflügers Archiv 1885.

— — Über die Gesetzmäßigkeit in der Ortsveränderung der Spermatozoen und in der Vereinigung derselben mit dem Ei I. Pflügers Archiv 1886.

Drosihn, J., Über Art- und Rassenunterschiede der männlichen Kopulationsorgane von *Pieriden* (Lep.). Stuttgart 1933.

Dufour, M. L, Aperçu anatomique sur les insectes Lépidoptères. Compt. rend. hebdom. sc. acad. scien. T. 34. Paris 1852.

van Eeke, R., Bijdrage tot de Kennis der Nederlandsche Lycaena-Soorten. Zool. Mededeelingen, Deel. 1. Leiden 1915.

— — Geschichtlich-anatomische Untersuchung von den Genitalorganen der Lepidopteren. Tijdschr. voor Entom. 1918, 61. Deel.

Eidmann, H., Morphologische und physiologische Untersuchungen am weiblichen Genitalapparat der Lepidopteren. I. Morphologischer Teil. Zeitschr. f. angew. Entom. 1929, Bd. 15.

II. Physiologischer Teil. Zeitschr. f. angew. Entom. 1931, Bd. 18.

— — Über den taxanomischen Wert des weiblichen Genitalapparates der Lepidopteren. Zool. Anz. 1930, Bd. 92.

Gadeau de Kerville, H., L'accouplement des Lépidoptères. Bull. Soc. Entom. France 1901.

— — Resultes de la décapitation et greffe de la tête d'insectes adultes de différents ordres. Bull. Soc. entom. France 1926.

de Geer, K., Memoires pour servir à l'histoire des insectes. Stockholm 1771. Deutsche Ausgabe. Leipzig 1776.

Goldschmidt, R., Untersuchungen über Intersexualität. Zeitschr. indukt. Abstammungs- und Vererbungslehre 1920, Bd. 23.

de Graaf, H. W., Bijdrage tot de kennis der onderlinge verwantschap bij de gele en writte Cyrestisvlinders op Java gegrond op uitwendige kennmerken en op den bou der paringsorganen. Tijdschr. voor. Entom. 1901, Deel 44.

Griffiths, A. B., On the reproductive organs of *Noctua pronuba*. Proc. roy. Soc. Vol. 20. Edinburgh 1895.

Hagen, H., Über ein eigentümliches Organ in der Begattungstasche zweier *Tineiden* und dessen Bedeutung für die Befruchtung. Zool. Anz. 1882, Bd. 5.

Heberdey, R., Zur Entwicklungsgeschichte, vergleichenden Anatomie und Physiologie der weiblichen Geschlechtsausführwege der Insekten. Zeitschr. f. Morph. u. Ökol. d. Tiere 1931, 22. Bd.

Heinrich, C., Revision of the North American Moths of the Subfamilies *Laspeyresiinae* and *Olethrentinae*. Smithsonian Inst. U. S. nat. Mus. 1926, Bull. 132.

Henking, H., Untersuchungen über die ersten Entwicklungsvorgänge in den Eiern der Insekten. Zeitschr. wiss. Zool. 1890, Bd. 49.

Hering, M., Biologie der Schmetterlinge. Berlin 1926.

Herold, Entwicklungsgeschichte der Schmetterlinge. Marburg 1815.

Hertwig, R. v., Einfluß der Überreife der Geschlechtszellen auf das Geschlecht von *Lymantria dispar*. Sitzgsber. math.-phys. Kl. Bay. Akad. Wiss. München 1923.

Heydemann, F., Monographie der paläarktischen Arten des Subgenus *Dystroma* Hbn. *(truncata-citrata*-Gruppe) der Gattung *Cidaria (Geometr.)*. Mittlg. Münchner entom. Gesellsch. 1929, 19. Jahrg.

Hofmann, O., Über die Naturgeschichte der *Psychiden*. Berliner entom. Zeitschr. 1860.

Horlbog, E., Über den weiblichen Kopulationsapparat der *Tortriciden*. Inaug.-Diss. Königsberg 1922 (Maschinenschrift).

Hunter, J., Observations on bees. Philosoph. Transactions. 1792, Vol. 82 und in „The works of John Hunter", Vol. 4. London 1837.

Jackson, H., Studies in the morphology of the Lepidoptera I. Zool. Anz. 1889, Bd. 12.

— — Studies in the morphology of the Lepidoptera. Part. I Trans. Linn. Soc. London 1890.

Jazintkowskij, Spermatophore und Lebendgebären der Kieferneule *Panolis griseovarigata* Göze. Rev. Russ. Entom. Bd. 14, 1914 (russisch).

John, O., Beiträge zur Kenntnis der Gattung *Plusia* Ochs. Revue Russ. Entom. 1908, Bd. 8.
— — *Leucanitis indecora*, a new moth from Turkestan. Revue Russ. Entom. 1909, Bd. 9.
— — A generic subdivision of the genus *Palpangula* Stgr. Revue Russ. Entom. 1909, Bd. 9.
— — *Callogonia* or *Telesilla virgo?* Revue Russ. Entom. Bd. 9, 1909.
— — Eine Revision der Gattung *Leucanitis* Gn. Hor. soc. entom. Ross. Petersburg 1910.
Jordan, K., On mechanical selection and other problems. Nov. Zool. 1896, Vol. 3.
Kirby, W., and W. Spence, An introduction to entomology or elements of the natural history of Insects. Vol. 4. London 1815. Deutsche Ausgabe Stuttgart u. Tübingen 1833.
Kitajima, Fusauranga oyobi Shosusanranga ni kansuru Kenkiu. Sangyosimpo 1909, Nr. 321 und 323 (zit. bei Umeya).
Klatt, B., Experimentelle Untersuchungen über die Beziehungen zwischen Kopulation und Eiablage beim Schwammspinner. Biol. Zentralbl. 1913, Bd. 33.
— — Beiträge zur Sexualphysiologie des Schwammspinners. Biol. Zentralbl. 1920, Bd. 40.
Koch, C., Der Nachweis des Chitins in tierischen Skelettsubstanzen. Zeitschr. Morph. u. Ökol., Bd. 25.
Kopéc, St., Lokalisationsversuche am zentralen Nervensystem der Raupen und Falter. Zool. Jahrb. Abt. Allgem. Zool. 1919, Bd. 36.
Kosminsky, P., Einwirkung äußerer Einflüsse auf Schmetterlinge III. Zool. Jahrb. Abt. Allgem. Zool. 1912, Bd. 31.
Kozhantshikov, J., Übersicht der Gattung *Dichagyris* Ld. Revue Russ. Entom. 1930, Bd. 24.
Kusnezov, N. J., On the probable viviparity fn some *Danaidae*. Hor. soc. entom. Ross. 1910.
Lacaze-Duthiers, Recherches sur l'amure genitale femelle des insectes Lépidoptères. Ann. Scienc. natur. Zool. 1853, 3. sér. tome 19.
Lang, A., Handbuch der Morphologie der wirbellosen Tiere. Jena 1921.
Leydig, F., Der Eierstock und die Samentasche der Insekten. Nov. Act. Bd. 25, 1867.
Linstow, Zur Biologie und Systematik der *Psychiden*. Zeitschr. wiss. Insekten-Biol. 1914, Bd. 10.
Lyonet, P., Recherches sur l'anatomie et les métamorphoses de différentes espèces d'insectes. T. 2 (1762). Paris 1832.
Nitsche, H., Beobachtungen über die Eierdeckschuppen der weiblichen Processionsspinner. Isis 1893.
Norris, M., Contributions towards the study of insect fertility. — I. The structure and operation of the reproductive organs of the genera *Ephestia* and *Plodia*. Proc. Zool. Soc. 1932, Part. 3.
Nusbaum, Zur Entwicklungsgeschichte der Ausführgänge der Sexualdrüsen bei Insekten. Zool. Anz. 1882, Bd. 5.
Machida, J., Eine experimentelle Untersuchung über die apyrenen Spermatozoen des Seidenspinners *Bombxx mori* L. Zeitschr. f. Zellforschg. und mikrosk. Anat. 1929, Bd. 9.
Mansion, L., La ponte d'un abdomen isolé du *Sericaria mori* L. Bull. Soc. entom. France 1926.
Malpighi, M., Dissertatio epistolica de Bombyce. London 1669.
Marshall, S., The reproductive organs of the female maia moth *Hemileuca Maia* (Drury). Trans. Wisconsin Acad. 1904 (1905), Vol. XV, Part. I.
Meisenheimer, J., Experimentelle Studien zur Soma- und Geschlechtsdifferenzierung. I. Beitrag. Jena 1909.
— — Geschlecht und Geschlechter im Tierreiche. I. Band. Jena 1921.

Meixner, A., Der männliche und weibliche Genitalapparat der *Chloroclystis rectangulata* L. Zeitschr. wiss. Zool. 1906, Bd. 84.

Michael, H., Über den Bau der Geschlechtsapparate und die Kopulation von *Bombyx mori*. Arch. Nat. 1923.

Mitani, Kasan no Fusanranga ni tukiteno bivrikaiboteki Kenkiu. Aitiken Gensansho Seizosho Hokoku 1906, Nr. 3 (zit. bei Umeya).

Oudemans, J. Th., Falter aus castrierten Raupen, wie sie aussehen und wie sie sich benehmen. Zool. Jahrb. Abt. Syst. 1899, Bd. 12.

— — De Nederlandsche Insecten. s'Gravenhage 1900.

Palmén, Zur vergleichenden Anatomie der paarigen Ausführgänge der Geschlechtsorgane bei Insekten. Morphol. Jahrb. 1883, Bd. 9.

Petersen, W., Beiträge zur Morphologie der Lepidopteren. Mém. Acad. Imp. Scienc. St. Pétersburg, 1900, 8. sêr. Vol. IX, Nr. 6, Classe Phys.-Math..

— — Zur Morphogenese der doppelten Bursa copulatrix bei Schmetterlingen. Allg. Zeitschr. Entom. 1901, Bd. 6.

— — Bemerkungen zur Systematik der Schmetterlinge. Allg. Zeitschr. Entom. 1902, Bd. 7.

— — Die Morphologie der Generationsorgane der Schmetterlinge und ihre Bedeutung für die Artbildung. Mém. Acad. Imp. Scienc. St. Pétersbourg, 1905, 8. sér. Vol. XVI, Nr. 8, Classe Phys.-Math.

— — Über die Spermatophoren der Schmetterlinge. Zeitschr. wiss. Zool. 1907, Bd. 88.

— — Ein Beitrag zur Kenntnis der Gattung *Eupithecia* Curt. Deutsche Entom. Zeitschr. Iris. Dresden 1909.

— — Über die Sphragis und das Spermatophragma der Tagfaltergattung *Parnassius*. Deutsche entom. Zeitschr. Berlin 1928.

Peytoureau, S.-A., Contribution à l'étude de la morphologie de l'armure génitale des insectes. Bordeaux 1895.

Philpott, A., Notes on the female genitalia in the *Micropterygoidea*. Trans. Entom. Soc. Vol. 75. London 1927.

Prell, H., Über die Beziehungen zwischen primären und sekundären Sexualcharakteren bei Schmetterlingen. Zool. Jahrb. Abt. Allg. Zool. 1905, Bd. 35.

Quast, M., Beiträge zur Kenntnis der Samenübertragung bei *Ephestia kuehniella* Zell. Arch. Nat. 1920.

Reaumur, M., Memoires pour servir a l'histoire des insectes. Paris 1736.

Reverdin, J. L., Armures génitales mâle et femelle et écailles androconiales de *Teracolus daira var. nouna* Luc. Zeitschr. wiss. Insektenbiol. 1914, Bd. 10.

Richards, O. W., and W. S. Thomson, A contribution to the study of the genera *Ephestia* Gn. (including *Strymax* Dyar) and *Plodia* Gn. with notes on parasites of the larvae. Trans. Entom. Soc. London 1932.

Roepke, W., Ergebnisse anatomischer Untersuchungen an Standfuß'schen Lepidopterenbastarden. Jen. Zeitschr. Naturw. 1909, Bd. 44.

Romeis, B., Taschenbuch der mikroskopischen Technik. Berlin 1928.

Schröder, Chr., Handbuch der Entomologie. Bd. 1. Jena 1928.

Seitz, A., Allgemeine Biologie der Schmetterlinge. III. Fortpflanzung. Zool. Jahrb. Syst. 1894, Bd. 7.

Siebold, C. Th. v., Über die Spermatozoen der Crustaceen, Insekten, Gasteropoden und einiger anderer wirbellosen Tiere. Müllers Archiv 1836.

— — Fernere Beobachtungen über die Spermatozoen der wirbellosen Tiere. Müllers Archiv 1837.

— — Lehrbuch der vergleichenden Anatomie der wirbellosen Tiere. Berlin 1848.

— — Über die Fortpflanzung von *Psyche*. Zeitschr. wiss. Zool. 1849, Bd. I.

Stein, F., Vergleichende Anatomie und Physiologie der Insekten. I. Monographie. Die weiblichen Geschlechtsorgane der Käfer. Berlin 1847.

Stellwaag, Der Baumweißling, *Aporia crataegi* L. Zeitschr. f. angew. Entom. 1924, Bd. 10.

Stitz, H., Der Genitalapparat der Mikrolepidopteren. Zool. Jahrb. Anat. 1902, Bd. 15.

Suckow, L., Anatomisch-physiologische Untersuchungen der Insekten und Krustentiere. I. Band. Heidelberg 1818.

Swammerdam, J., Bybel der Natuure. Leyden 1737. Deutsche Ausgabe Leipzig 1752.

Umeya, Y., On the degeneration of the male copulatory organs of the Silkworm (*Bombyx mori*). Journ. Coll. Agric. Vol. 9. Tokyo 1926.

— — On the formation of the accessory genital organs of females in *Bombyx mori* L. Proc Imp. Acad. 3, 1927, Nr. 8.

Verson, E., La borsa copulatrice nei lepidotteri. Atti e Mem. R. Acc. Sc., Lett., Art. Padova, 1896, Vol. 12.

— — Die postembryonale Entwicklung der Ausführgänge und der Nebendrüsen beim weiblichen Geschlechtsapparate von *Bombyx mori*. Zool. Anz. 1896, Bd. 19.

Verson, E., u. E. Bisson, Die postembryonale Entwicklung der Ausführungsgänge und der Nebendrüsen beim weiblichen Geschlechtsapparate von *Bombyx mori*. Zeitschr. wiss. Zool. 1896, Bd. 61.

Wehrli, E., Eine neue *Cidaria* aus den Gebirgen Corsikas. Schweiz. entom. Anz. 1925, 4. Jahrg.

Weijenbergh, H., Quelques observations de parthénogenèse chez les Lépidoptères. Arch. Neerland. sc. exact. et nat. 1870, T. 5.

Wenke, K., Anatomie eines *Argynnis paphia*-Zwitters, nebst vergleichend-anatomischen Betrachtungen über den Hermaphroditismus bei Lepidopteren. Zeitschr. wiss. Zool. 1906, Bd. 84.

Bedeutung der Abkürzungen.

A. = Anus.
Ap. II = Apophyse der Endplatten.
B. A. = Bursaanhang.
B. C. = Bursakörper.
B. F. = Bursagewebsfasern.
B. H. = Bursahals.
B. K. = Befruchtungskanal.
B. s. = Bulla seminalis.
C. = Collum der Spermatophore.
Ch. = Chitinintima.
Cl. = Clitoris.
Cp. = Caput der Spermatophore.
C. rec. = Canalis receptaculi.
C. sp. = Canalis spiralis.
C. v. = Canalis vestibuli.
Dil. = Dilator vestibuli.
D. rec. = Ductus receptaculi.
D. s. = Ductus seminalis.
D. seb. = Ductus sebaceus.
E. = Eiröhren.
F. = Fundus der Bursa.
Gl. rec. = Receptaculumdrüse.
Gl. seb = Kittdrüse.
H. P. B. = Hals der Pseudobursa.
I. = Isthmus.
K. = Klappe im O. c. a.
L. = Lagena.
Lab. = Labien.
L. d. = Lamina dentata.
L. M. = Längsmuskeln.
M, M_1, M_2 = Muskelwulst.
O. = Oviductus.
O. B. = Ostium bursae.
O. c (om). ant. = Oviductus communis anterior.
O. c. inf. = Oviductus communis inferior.
O. P. = Oviporus, Vaginalöffnung.
P. = Papille, auf der das Receptaculum in das Vestibulum einmündet.
P. B. = Pseudobursa.
R. = Rectum.
R. M. = Ringmuskeln.
R. s. = Receptaculum seminis.
S. = Bursasekret.
S. A. = seitliche Ausstülpung der Bursa.
Sac. seb. = Saccus sebaceus.
Sp. = Spermatophore.
U. = Utriculus.
V. = Vestibulum.
Ves. = Vesicula.

Die Tierwelt des Spargelfeldes.

Von

Max Dingler (Gießen).

(Mit 6 Abbildungen.)

A. Allgemeiner Teil.

Im Spargelbau handelt es sich — abgesehen von den gelegentlichen Nebennutzungen — um eine ausgesprochene Monokultur. Um so mehr muß die reiche Fauna, insbesondere Entomofauna auffallen, die während der ganzen Vegetationsperiode auf den Spargelfeldern angetroffen wird. Schon in den ersten Frühlingstagen, ehe noch das „Schieben" der Triebe begonnen hat, bewegen sich zahlreiche Insekten auf dem für die Ernte vorbereiteten Boden. Daß dies nicht alles eigentliche „Spargelinsekten" oder gar Schädlinge des Spargels sein können, ist selbstverständlich. Die Artenzahl der wirklichen Spargelschädlinge ist vielmehr, wie wir sehen werden, im Vergleich zu der Reichhaltigkeit der hier anzutreffenden Entomofauna verschwindend klein.

Diese Entomofauna setzt sich im wesentlichen zusammen teils aus „polyphagen Mitbewohnern des Spargels", teils aus „Zufallsgästen", teils aus „Düngerinsekten", teils aus „Insekten der Nebenkulturen", teils aus „Räubern und Parasiten", die wiederum durch die vorher genannten Gruppen angezogen werden.

Aus den übrigen Tierklassen sind in erster Linie die Spinnentiere, daneben auch die Säugetiere vertreten. Der Anteil der Würmer und Schnecken ist untergeordnet. Über etwaige Protozoen des Spargelfeldes wurden von uns keine Untersuchungen aufgestellt; solche Untersuchungen fallen, vor allem in methodischer Beziehung, aus dem Rahmen unseres Arbeitskreises heraus. [1])

Wir gingen so vor, daß wir in unserm hessischen Untersuchungsgebiet ein und dieselben Felder zu verschiedenen Zeiten reihenweise mit den üblichen

[1]) Auch die an verschiedenen der von uns erbeuteten Insektenarten festgestellten Milben blieben im systematischen Teil unberücksichtigt; denn es handelte sich dabei, mit einer Ausnahme (s. S. 318), um Ektoparasiten von Zufallsgästen und von Düngerinsekten, also einen mit der Biozönose des Spargelfeldes nur mehr indirekt zusammenhängenden Faktor.

Fangmitteln absammelten, gelegentlich auch uns auf bestimmte Ordnungen (vor allem die beiden stärkstvertretenen: Coleopteren und Dipteren) beschränkten. Diese von uns regelmäßig abgesammelten Felder wurden mit a, b usw. bezeichnet, ihr Alter (ob ein-, zwei- oder mehrjährig) durch den Index 1, 2 bezw. 3 angegeben. Die Felder lagen in den Gemarkungen der Provinz Hessen-Starkenburg:

Mörfelden (M),
Walldorf (Wl),
Groß-Gerau (G),
Worfelden (W),
Büttelborn (B),

und der Provinz Rheinhessen:

Heidesheim (H),
Mainz (M).

Von anderen Sammlern erhielten wir ferner Material aus Hessen-Starkenburg von:

Nauheim (N) und
Griesheim (Gr.).

Die Ausbeute von einem bestimmten, einjährigen Feld bei Worfelden ist also in der folgenden Zusammenstellung gekennzeichnet durch Wa_1, diejenige des unmittelbar benachbarten zweijährigen Feldes mit Wa_2, während z. B. die Funde von einem abseits davon liegenden, mehrjährigen Feld der gleichen Gemarkung die Marke Wb_3 tragen. (Drei- und Mehrjährigkeit wurden nicht weiter unterschieden, da die Bedingungen auf den stechreifen Feldern ziemlich die gleichen sind.)

Unsere Ausbeuten können aus verschiedenen Gründen nur ein ungefähres Bild von der gesamten Insektenfauna geben, die tatsächlich auf dem Spargelfeld vorkommen k a n n. Einmal konnte wegen der beträchtlichen räumlichen Entfernung des Spargelgebietes von unserer Arbeitsstätte nicht täglich, sondern nur in gewissen Zeitabständen gesammelt werden. Ferner ist es nicht möglich, alle Insektengruppen mit der gleichen Intensität zu sammeln (man müßte denn einen ganzen Stab von Spezialsammlern zur Verfügung haben); daher richteten wir auch, wie schon angedeutet, unsere Bemühungen in erster Linie auf die beiden weitaus wichtigsten Ordnungen, die Coleopteren und Dipteren, denen übrigens auch die einzigen Großschädlinge des Spargels angehören. Sodann werden, je länger man beobachtet, immer wieder neue Zufallsgäste, die hauptsächlich durch Anflug auf das Feld gelangen, festzustellen sein. So ist es gewiß nur ein Zufall, daß bei unseren vierjährigen Beobachtungen nie eine *Vanessa urtica* oder eine *Vespa vulgaris* gefunden wurde. Sie wären übrigens auch, wie so viele der von uns gefangenen Arten, ohne direkte Bedeutung für die Biozönose des Spargelfeldes.

Nicht belanglos aber ist die Feststellung, daß immerhin so viele Insekten, die zu der hier kultivierten Pflanze in keiner Beziehung stehen, oft mitten auf den Spargelanlagen, in beträchtlicher Entfernung von anderen Pflanzenstandorten, angetroffen werden. Sie liefert einen Beitrag zur Ausbreitungsweise und Ausbreitungsmöglichkeit zahlreicher Insekten. Inwiefern diese Ausbreitung aktiv oder passiv erfolgt, wie

überhaupt die einzelnen biologischen Gruppen in dem Gesamtbefund vertreten sind, soll später erörtert werden.

Daß in den anderen Spargelbaugebieten des Reiches die Insektenfauna eine von unseren Befunden mehr oder minder stark abweichende Zusammensetzung haben kann und wohl auch haben wird, braucht kaum betont zu werden.

Unter Berücksichtigung all dieser Einschränkungen können wir annehmen, daß die „tatsächliche" oder „mögliche" Entomofauna des Spargelfeldes ein Vielfaches der im folgenden aufgezählten Arten umfaßt.

B. Systematischer Teil.

I. Die Funde im Beobachtungsgebiet.

In unserer Zusammenstellung sind die von uns gesammelten bezw. uns eingelieferten Insekten aus den hessich-starkenburgischen und rheinhessischen Spargelkulturen innerhalb der Ordnungen nach dem System geordnet. Die Ordnungen selbst folgen sich in absteigender Reihe nach ihrer Bedeutung bezw. ihrem Artenreichtum. Die Zahl der Arten in den einzelnen Ordnungen ist: [1])

Coleoptera	135 Spezies	*Odonata*	2 Spezies
Diptera	114 „	*Thysanoptera* . . .	2 „
Hymenoptera . . .	56 „	*Corrodentia*	1 „
Lepidoptera . . .	31 „	*Trichoptera*	1 „
Rhynchota	27 „	*Neuroptera*	1 „
Orthoptera . . .	7 „	*Plecoptera*	1 „

dazu:

Arachnoidea (ohne Milben)	13 Spezies
Myriapoda	2 „

Die Namen der Spezialisten, welche in entgegenkommender Weise die Bestimmung der Arten durchführten, sind den einzelnen Gruppen (Ordnungen bezw. Familien) in Klammern beigefügt. Den Hauptanteil an dieser Arbeit hat mein Mitarbeiter, Herr Dr. F. Klein. Von ihm wurde nicht nur der weitaus größte Teil unserer Dipterenausbeute gesammelt, sondern auch sämtliche Arten dieser Ordnung bestimmt und die hier folgende Dipterenliste zusammengestellt. Wo bei den übrigen Gruppen kein Name beigefügt ist, sind die Arten von mir selbst bestimmt.

Die jeweils häufigsten Arten einer Ordnung, Familie oder Gattung, die also als mehr oder minder regelmäßige Faktoren der Spargelfeldbiozönose betrachtet werden können, sind gesperrt gedruckt; solche, die nicht von uns selbst gefunden, sondern uns eingesandt wurden, sind in Klammern gesetzt.

Neben den wissenschaftlichen Namen steht in Klammern die Fundortsangabe (Sammelfeld) in der bereits beschriebenen Weise (Wa_1, Bb_3 usw.). In

[1]) Die in meiner vorläufigen Mitteilung im Anz. f. Schädl.-Kunde (3) angegebenen Zahlen erfahren damit manche Korrekturen bezw. Bereicherungen.

den Daten ist die Monatszahl mit römischer Ziffer geschrieben. Als Larven oder Puppen eingebrachte und im Laboratorium gezüchtete Tiere tragen den üblichen Vermerk: e. l. (e larva). Das Datum vor diesem Vermerk bedeutet dann den Fundtag, das hinter ihm stehende Datum den Tag des Ausschlüpfens (A = Anfang M = Mitte, E = Ende des Monats).

Nach der Fundortsbezeichnung ist die Zahl der von uns erbeuteten (bezw. uns eingesandten) Individuen angegeben. Wo eine Art in größeren Mengen auf kleinem Raum, etwa mindestens 30 Stück, angetroffen wurde, ist statt der Zahl ein m gesetzt; auf verschiedenen Feldern oder zu verschiedenen Zeiten massenhaft (also nach tausenden oder mindestens hunderten) auftretende Arten sind durch ein M gekennzeichnet.

Coleoptera.

Cicindelidae.

Cicindela silvatica L. (W 17. V. 30) 1; *Cicindela hybrida* L. (IV—VII, IX) m.

Carabidae.

(det. M. Bänninger, Gießen.)

Carabus auratus L. (Ba_3 31. V. 30) 1; *Bembidion lampros* Hrbst. (Ha_1 27. V. 32) 1; *Calathus fuscipes* Goeze (25. VII. u. 11. VIII. 29) 3; *Calathus erratus* Shlb. (VII u. VIII) 14; *Calathus mollis* Mrsh. (G 25. VII. 30) 1; *Calathus melanocephalus* L. (Bd 7. VI. 30, ferner VII u. VIII) 6; *Pterostichus oblongopunctatus* F. (W 20. IV. 31) 1; *Pterostichus coerulescens* L. (Ba 30. u. 31. V. 30) 2; *Pterostichus cupreus* L. (Ba_3 31. V., Wa_2 11. VIII. 30, W 20. IV. 31) 3; *Pterostichus lepidus* Leske (V. 30) 3; *Amara plebeja* Gyll. Wa_2 24. IX. 30) 1; *Amara similata* Gyll. (Wa_2 11. VIII. 30) 1; *Amara ovata* F. (W 20. IV. 31) 1; *Amara aenea* Dej. (V und VI) 3; *Amara spreta* Dej. (IV, V u. VII) m; *Amara familiaris* Dft. (G u. W, IV, V u. VII, VIII) 10; *Ophonus griseus* Pz. (Wa_2 22. VII. 31) 4; *Pseudophonus pubescens* Müll. (G, W, M IV, V u. VII, VIII) 4; *Harpalus aeneus* F. (Ba u. W, E IV—M V) 4; *Harpalus distinguendus* Dft. (Ba 30. V. 30) 1; *Harpalus smaragdinus* Dft. (Wa_2 11. VIII. 30) 1; *Harpalus picipennis* Dft. (N 17. V. 30) 1; *Harpalus autumnalis* Dft. (?) (G 1. V. 30) 1; *Harpalus tardus* Pz. (V) m; *Harpalus anxius* Dft. (M_2 5. V. 31) 2; *Acupalpus meridianus* L. (Wa_2 4. V. 30, Wb_2 17. V. 30) 2; *Acupalpus luteatus* Dft. (oder *dorsalis* F.) (Wa_1 4. V. 30) 1.

Staphylinidae.

(det. H. Wagner, Berlin.)

Aleochara bipustulata L. (Wa_2 13. VII. 31) 1; *Atheta* sp. (Ba 1. V. 30) 1; *Staphylinus caesareus Cdrh.* (Wb_2 17. V. 30) 1; *Staphylinus ophthalmicus* Scop. (Ha_1 27. V. 32) 1; *Philonthus immundus* Gyll. (W 20. IV. 31) 1; *Philonthus debilis* Grav. (Wa_2 22. VII. 31, Ha_3 9. VII. 32) 2; *Philonthus ebeninus* Grav. (Wa_2 22. VII. 31) 1; *Philonthus concinnus* Grav. (W 20. IV. 31 u. Wa_2 22. VII. 31) 4; *Philonthus arenarius* Faure (Wa_2 22. VII. 31) 2; *Xantholinus punctulatus* Payk. (W 20. IV u. Wa_2 22. VII. 31) 6; *Xantholinus angustatus* Stph. (G 1. V. 30 u. W 20. IV. 31) 2; *Oxytelus rugosus* F. (Ba 30. IV. 30) 1.

Silphidae.

Choleva ablonga L. (W 20. IV. 31) 1; *Thanatophilus sinuatus* F. (Wa_2 24. IX. 30) 1; *Blitophaga opaca* L. (Wb_2 22. V. 30) 1; *Blitophaga undata* Müll. (Wa_2 30. IV. u. 1. V., Ba 30. V. 30) 6; *Silpha obscura* L. (G 1. V. 30, M_2 5. V. 31, Ba_3 31. V. 30) 4.

Histeridae.

Hister quadrinotatus Scriba (Gb$_2$ 31. V. 30) 1; *Hister fimetarius* Hrbst. (IV u. V) 7; *Hister stercorarius* Hffm. (IV u. V) 5; *Hister duodecimstriatus* Frst. (Wb$_2$ 7. VI. 30) 2; *Onthophilus striatus* Frst. (W 20. IV. 31) 1.

Scarabaeidae.

Trox scaber L. (M 17. V. 30) m; *Colobopterus subterraneus* L. (W 17. V. 30, Ba 30. V. 30 u. Ha$_3$ 15. VI. 32) 3; *Teuchestes fossor* L. (Bb$_1$ 1. V., Ba 30. V. 30) 2; *Aphodius fimetarius* L. (IV, V, dann besonders Wa$_2$ 22. VII. 31) m; *Aphodius granarius* L. (?) (Ba 30. V. 30) 1; *Aphodius plagiatus* L. (W 20. IV. 31) 1; *Aphodius inquinatus* F. (IV u. V) m; *Aphodius prodromus* Brahm (W 1. V. 30 u. 20. IV. 31) 2; *Ceratophyus typhoeus* L. ♂ (Bb$_1$ 1. V. 30) 1; *Onthophagus fracticornis* Preyssl. (W 5. V. 31 u. G 21. VI. 29) 2; *(Maladera holosericea* Scop.) (G 31. V. 30) 4; *Anomala aenea* Deg. (Ba$_2$ 27. VI. 30, Wa$_1$ 22. VII. 31, Ha$_3$ 17. VI. u. 9. VII. 32) 11; *Phyllopertha horticola* L. (22. V.—11. VI.) m; *Melolontha vulgaris* L. (Larve) (Ha$_3$ 17. VI. 32) 1; *Tropinota hirta* Poda (M$_2$ 5. V. 31) 1; *Cetonia aurata* L. (M$_2$ 5. V. 31) 1.

Hydrophilidae.

Sphaeridium bipustulatum F. (Wa$_2$ 22. VII. 31) 1; *Cercyon haemorrhoidalis* F. (Wa$_2$ 22. VII. 31) 1; *Megasternum boletophagum* Mrsh. (Wa$_2$ 22. VII. 31) 1.

Phalacridae.

Stilbus testaceus Pz. (Wa$_2$ 22. VII. 31) 1.

Coccinellidae.

Scymnus (wahrsch. *Apetzi* Muls.) (Wb$_2$ 7. VI. 30) 1; *Adonia variegata* Goeze (Wa$_2$ 11. VIII. u. 24. IX. 30, Gr 15. VIII. 29) 3; *Coccinella septempunctata* L. (V—IX) m; *Coccinella quinquepunctata* L. (V, VI. 30. u. 22. VII. 31) 8; *Coccinella bipunctata* L. (V—VIII) m; *Coccinella bipunctata* L. ab. *quadrimaculata* Scop. (Ha$_3$ 17. VI. u. 9. VII. 32) 2; *Halyzia quatuordecimpunctata* L. (Wb$_2$ 22. V. 30 u. Wa$_2$ 22. VII. 31) 2; *Propylea quatuordecimpunctata* L. ab. *conglobata* Wlt. (Mz 17. VI. 32) 1.

Byrrhidae.

Byrrhus fasciatus Frst. (Wa$_1$ 4. V. 30) 1.

Elateridae.

(det. Dr. F. Quelle, Berlin.)

Brachylacon murinus L. (IV—VI) 5; *Corymbites aeneus* L. (E IV—A VI) m; *Agriotes obscurus* L. (Wa$_2$ 6. VI. 30) 1; *Limonius pilosus* Leske (Wb$_2$ 7. VI. 30) 1; *Limonius aeruginosus* Ol. (E IV, V u. VI) 19; *Athous niger* L. (Gb$_2$ 31. V. 30) 1; *Athous hämorrhoidalis* F. (Hb$_2$ 25. V. 32, Ha$_3$ 17. VI. 32) 2; *Melanotus punctolineatus* Pel. (Wb$_2$ 22. V. 30) 1; *Cardiophorus asellus* Er. (Ba 30. V. 30) 1; *Cardiophorus equiseti* Hrbst. (Hb$_2$ 25. V. 32) 1; *Hypnoidus pulchellus* L. (M$_2$ 17. V. 30, an einer einzigen Pflanze) m; *Elater sanguineus* L. (G 17. V. 30) 1.

Cantharidae.

Axinotarsus marginalis Lap. ab ♂ (Ha$_3$ 15. VI. 32) 1; *Malachius marginellus* Ol. (Wb$_2$ 7. VI. 30) 1; *Malachius bipustulatus* L. (Hb$_2$ 25. V. 32) 1; *Dasytes*

plumbeus Müll. ♂ (Ha_3 15. VI. 32) 1; *Cantharis rustica* Fall. (Wa_2 22. V. 30 u. Gb_2 31. V. 30) 3; *Cantharis rufipes* Hrbst. (Ba_3 31. V. 30, Wa_2 6. VI. 30, Ha_3 25. V. u. 17. VI. 32) 6; *Cantharis fulvicollis* F. (Cc_2 27. VI. 30) 1; *Rhagonycha translucida* Kryn. (Wa_2 22. V. 30) 1; *Rhagonycha fulva* Scop. (Wa_2 13. VII. 31) 1.

Tenebrionidae.

Opatrum sabulosum L. (E IV, V, V u. A VI) m; *Crypticus quisquilius* L. (Ba u. Wa_2 V—VIII) m.

Alleculidae.

Cteniopus sulphureus L. (Wa_2 13. VII. 31) 1.

Mordellidae

(Mordella bisignata Rdtb.) (Gr 15. VIII. 29) 1.

Meloidae.

Meloe proscarabaeus L. (M_2 5. V. 31) 1.

Anthicidae.

Notoxus monoceros L. (Wa_2 22. VII. 31) 5; *Anthicus antherinus* L. (Ba 30. IV. 30) 1.

Cerambycidae.

Rhopalopus femoratus L. (Wb_2 7. VI. 30) 1; *Phymatodes testaceus* L. (Wl 16. V. 31) 1; *Hylotrupes bajulus* L. (Wa_2 22. VII. 31) 1.

Chrysomelidae.

(det. Prof. B. Henneberg, Gießen.)

Crioceris duodecimpunctata L. (den ganzen Sommer) M; *Crioceris asparagi* L. (den ganzen Sommer) M; *Lema melanopus* L. (Wb_2 7. VI. 30) 1; *Chrysomela sanguinolenta* L. (V und VI) 13; *(Chrysomela coerulans* Scriba) (G 21. VI. 29) 18; *Gastroidea polygoni* L. (B, N u. W, V.) 8; *Chaetocnema concinna* Mrsh. (Bd 1, V. 30) 1; *Haltica oleracea* L. (Ha_1 27. V. 32) 1; *Cassida nebulosa* L. (V—VII) m.

Anthribidae.

Tropideres albirostris Hrbst. (Gb_2 31. V. 30) 1.

Curculionidae.

(Othiorrhynchus ligustici L.) (N 30. IV. 30) 8; *Peritelus sphaeroides* Germ. (Wa_2 4. V. 30) 4; *Phyllobius maculicornis* Germ. (?) (Wb_2 22. V. 30) 1; *Phyllobius piri* L. (Wb_2 22. V. 30) 1; *Phyllobius oblongus* L. (Ba_3 31. V. 30) 1; *Philopedon plagiatus* Schall. (V und VI) m; *Sitona griseus* F. (Wa_2 24. IX. 30) 6; *Chlorophanus viridis* L. (Ba_3 30. V. 30) 1; *Chromoderus fasciatus* Müll. (IV—VI u. VIII—IX) 23; *Cleonus piger* Scop. (Ba_3 30. u. 31. V. 30, Ha_1 27. V. 32) 3; *Phytonomus arator* L. (G 31. V. 29) 1; *Magdalis ruficornis* L. (G 29, Wa_1 4. V. 30) 2; *Balanobius salicivorus* Payk. (Wb_2 17. V. 30) 1; *Grypidius equiseti* F. (Wa_2 1. V. 30) 1.

Diptera.

(det. Dr. F. Klein, Gießen.)

Bibionidae.

Bibio marci L. (B und W IV u. V) m; *Bibio hortulanus* L. (V— A VI) m; *Bibio johannis* L. (Ba 5. V. 31) 1; *Bibio* sp. (M 5. V. 31, Ha_3 9. VII. 32) 2; *Dilophus febrilis* L. (W 20. IV. 31) 6; *Dilophus* sp. (W 4. V. 30) 1.

Scatopsidae.

Scatopse notata L. (W X. 30 e. l. E IV. 31) 7.

Sciaridae.

Sciara iridipennis Ztt. (W 29. IV. 31) 1.

Culicidae.

Culex sp. (Wa_1 11. VIII. 30) 2.

Chironomidae.

Chironomus stercorarius Deg. (W 22. VII. 31) 4; Gen.? sp.? (W 25. IX. 31) 1.

Ceratopogonidae.

Helea bipunctata L. (W X 30 e. l. E IV 31) m.

Tipulidae.

Tipula nodicornis Schumm. ($Wa_{1, 2}$ E IV—V) 9; *Tipula ochracea* Mg. (W u. G. A V) 4; *Pachyrrhina pratensis* L. (W 1. u. 17. V. 30, Wa_1 22. VII. 31, Wa_2 11. VIII. 30) 6.

Limnobiidae.

Gen.? sp.? (W VII u. IX) 4.

Tabanidae.

Tabanus bovinus Loew (Wb_2 7. VI. 30) 1; *Tabanus bromius* L. (Wb_2 7. VI. 30) 2; *Therioplectes tropicus* Pz. (Ba_3 30. V. 30, Wb_2 7. VI. 30) 3; *Therioplectes micans* Mg. (Wb_2 7. VI. 30) 1; *Haematopota pluvialis* L. (VI—VIII) m.

Rhagionidae.

Rhagio maculata L. (G 17. V. 30) 3; *Rhagio scolopacea* L. (B E V u. A VI) 16.

Asilidae.

Pamponerus germanicus L. (Wa_1 4. V. 30, Wb_2 7. VI. 30) 5; *Dysmachus trigonus* Mg. (W u. B V u. A VI 30, Bb_3 11. VII. 30) 6.

Bombyliidae.

Hemipenthes morio L. (Gb_2 31. V. 30) 5; *Ploas virescens* F. (Gb_2 31. V. 30) 1.

Therevidae.

Thereva annulata F. (Gr u. W E V u. A VI, wieder M VIII) 13; *Thereva subfasciata* Schumm. ($Wa_{1 \text{ u. } 2}$ 11. VIII. 30 u. 22. VII. 31) 3; *Tabuda anilis* F. (V—A VI u. E VII) m.

Empididae.

Drapetis exilis Mg. (W 20. IV. 31) 1; *Pachymeria femorata* F. (M 17. V. 30) 1; *Empis opaca* Mg. (W 16. V. 31) 2; *Hilara* sp.? (Bb_1 1. V. 30) 2; *Hilara* sp.? (Ba 30. IV. 30) 1; *Tachista annulimana* Mg. (Ba_2 30. V. 30, Ha_2 26. V. 32) 7.

Dolichopodidae.

Medetera plumbella Mg. (Ba_2 27. VI. 30, $Wa_{1\ u.\ 2}$ 22. VII. 31) 4.

Syrphidae.

Lasiopticus pyrastri L. (Wa_2 24. IX. 30, Ha_3 17. VI. 32) 2; *Syrphus ribesii* L. Wa_2 22. VII. 31) 1; *Syrphus arcuatus* Fall. (Wa_2 22. u. 31. V. 30, Wa_1 25. IX. 30) 3; *Syrphus corollae* F. (Wa_2 E. V u. E. VII, Mz. 17. VI. 32) 6; *Sphaerophoria scripta* L. (V—IX) m; *Sphaerophoria flavicauda* Ztt. (Wa_2 31. V. 30, 30. IV. 31, 22. VII. 31) 9; *Paragus quadrifasciatus* Mg. (Gb_2 31. V. 30) 1; *Platychirus clypeatus* Mg. (Wa_2 12. u. 22. VII. 31) 5; *Melanostoma mellinum* L. (Ba_2 22. VI. 30, Wa_2 22. VII. 31) 24; *Epistrophe balteata* Deg. (Wa_2 22. VII. 31, Ha_3 17. VI. 32) 3; *Eristalis tenax* L. ($Wa_{1\ u.\ 2}$ VII—IX) m; *Eristalis sepulcralis* L. (Gb_3 27. VI. 30) 2; *Eristalis arbustorum* L. (Wa_2 24. IX. 30) 3; *Eristalis pertinax* Scop. (Wa_2 24. IX. 30) 2; *Myiatropa florea* L. (Wb_2 17. V. u. Wa_2 24. IX. 30) 5; *Eumerus strigatus* Fall. (W X. 30 e. l. V. 31, Bb_3 11. VII. 30) m; *Syritta pipiens* L. (V u. VII, VIII, IX) 19.

Scatophagidae.

Scatophaga stercoraria L. (B u. W IV—VI u. VIII, IX) 10; *Scatophaga merdaria* F. (Gb_2 31. V. 30, Wa_1 25. IX. 30) 3.

Sepsidae.

Sepsis cynipsea L. (Wa_2 22. VII. 31, Wa_1 25. IX. 30) 3.

Helomyzidae.

Helomyza sp.? (Wa_1 25. IX. 30) 2; Gen.? sp.? (G, W, H V—VII) 5.

Sciomyzidae.

Elgiva lineata Fall. (Wa_1 25. IX. 30) 1.

Lauxaniidae.

Lauxania aenea Fall. (M u. W V, VII u. IX) 16; *Lonchaea* sp.? (Wa 4. u. 22. V. 30) 2.

Trypetidae.

Platyparea poeciloptera Schrank (überall E IV—VI) M; *Trypanea stellata* Fuessli (Wa_2 22. VII. 31) 5.

Ortalidae.

Platystoma umbrarum F. (W 21. VI. 30) 1; *Chrysomyza formosa* Scol. (Ba_2 27. VI. 30) 1.

Borboridae.

Borborus sp.? (Ba 1. V. 30) 1; *Limosina* sp.? (B 1. V. 30) 8; *Sphaerocera* sp.? (W 20. IV. 31, 22. VII. 31) 2.

Chloropidae.

Chlorops sp.? (Gb_2 31. V. 30) 1; *Meromyza* sp. (Wa_1 22. VII. 31) 1; *Chloropinae* Gen.? sp.? (Gc_3 27. VI. 30) 1.

Agromyzidae.

Melanagromyza simplex Loew (G. u. W 4.—31. V. 30, W e. l. 13. V. 31, Ha_1 26. V. 32, Ha_3 (♂♀) 9. VII. 32) 17.

Ephydridae.

Gen.? sp.? (Wa_1 25. IX. 30) 4.

Geomyzidae.

Opomyza florum F. (Wa_1 25. IX. 30) 1.

Conopidae.

Myopa stigma Mg. (M 17. V. 30) 2.

Muscidae.

Musca domestica L. (Wa_2 22. VII. 31) 4; *Musca vitripennis* Mg. (Wa_1 22. VII. 31) 1; *Stomoxys calcitrans* L. (Wa_2 24. IX. 30, 22. VII. 31) 5; *Phaonia serva* Mg. (B 30. IV. 30) 1; *Phaonia erronea* Schnabl. (Wa_1 11. VIII. 30) 1; *Phaoniini* Gen.? sp.? ($Wa_{1, 2}$ 12. u. 22. VII. 31) 3; *Hydrotaea armipes* Fall. (Wb_2 7. VI. 30) 2; *Hydrotaea* sp.? (Wa_2 12. u. 22. VII. 31) 2; *Fannia canicularis* L. (W IV. 31 e. l. 28. IV.—23. V. 31) 12; *Fannia* sp.? (Wa 4. V. 30, 22. VII. 31) 5; *Mydaea duplicata* Mg. (Gb_3 u. c_3 27. VI. 30) 2; *Mydaea depuncta* Fall. (Wa_2 24. IX. 30) 2; *Mydaea* sp.? (W 20. IV. u. 22. VII. 31) 3; *Coenosia tigrina* F. (Wa_2 12. VII. u. 22. VII. 31) 2; *Coenosia strigipes* Stein (Wa_2 22. VII. 31, Ha_3 17. VI. 32) 25; *Coenosia trilineella* Ztt. (Wa_2 22. VII. 31) 4; *Coenosia* sp.? (W VI u. IX) m; *Anthomyia pluvialis* L. (W X. 30 e. l. 14. IV. 31) 1; *Calythea prat incola* Pz. (Ba_2 5. V. 31, Wa_2 22. VII. 31) m; *Ammomyia albescens* Ztt. (Gb_2 30. V. 30) 1; *Chortophila* sp.? G, W, B, V, VI u. IX) 25; *Anthomyiini* Gen.? sp.? (V—IX) m.

Tachinidae.

Phasia analis F. (Wa_2 24. IX. 30) 1; *Pollenia rudis* F. (Ba 27. VI. 31, $Wa_{1, 2}$ 24 u. 25. IX. 30) 5; *Pollenia vespillo* F. (Wa_2 24. IX. 30) 2; *Lucilia silvarum* Mg. (Gr 25. IX. 29, Gb_2 31. V. 30, Ba_2 2 27. VI. 30, Wa_2 24. IX. 30) 4; *Onesia sepulcralis* Mg. (Ba 30. IV. 30) 1; *Cynomyia mortuorum* L. (W. 20. IV. 31, Ba_2 27. VI. 30) 2; *Sarcophaga melanura* Mg. (Wa_1 4. V. 30) 1; *Sarcophaga vicina* Villen. (W V u. VI) 9; *Sarcophaga* sp.? (W VI u. VII) 3; *Metopia leucocephala* Rossi (Ba 1. V. 30) 1; *Rhaphiochaeta breviseta* Ztt. (B 1. V. 30) 1; *Gonia interrupta* Rnd. (W 4. V. 30, 16. V. 31) 2; *Voria trepida* Mg. (Wa_1 11. VIII. 30) 1; *Masicera* sp. (Wa_2 24. IX. 30) 1; *Lydella nigripes* Fall. (Wa_1 25. IX. 30 e. l. 3. XI. 30 u. 20. IV. 31) 6; *Ocyptera brassicaria* F. (Ba 30. V. 30) 1.

Hymenoptera.

Apidae.

(det. J. D. Alfken, Bremen.)

Apis mellifica L. (VII u. VIII) m; *Bombus lapidarius* L. VI u. VII) 14; *Bombus terrestris* L. (VI, VII u. IX) 6; *Andrena sericea* Chr. ♂♀ (G 30. IV.

30, W 20. IV. 31) 2; *Andrena fulvago* Chr. ♂ (Ha_3 17. VI. 32) 1; *Halictus nitidus* Pz. (G 11. VI. 29, Wa_2 22. V. 30, Hb_2 25. V. 32) 5; *Halictus xanthopus* W. K. ♀ (G 11. VI. 29) 1; *Halictus sexstrigatus Schenck* (Wa_1 4. V. 30, Wa_2 22. VII. 31) 4; *Halictus lucidulus Schenck* ♀ (Wb_2 7. VI. 30) 1; *Halictus intermedius* Schenck ♀ (Wa_2 24. IX. 30, Ha_3 17. VI. 32) 2; *Halictus leucozonius* Schenck ♀ (Ha_3 17. VI. 32) 1; *Halictus nitidiusculus* W. K. ♂ (Wa_2 22. VII. 31) 1; *Sphecodes fasciatus* v. Wag. ♀ (Wa_2 12. VII. 31) 1; *Sphecodes divisus* W. K. ♀ (Ha_3 15. VI. 32) 1.

Sphegidae.

(det. J. D. Alfken, Bremen.)

Thyreopus peltarius Schreb. ♂ (Wb_2 7. VI. 30) 1; *Cerceris quinquefasciatus* Rossi ♀ (Gc3 27. VI. 30) 1; *Ammophila sabulosa* L. ♀ (G 11. VI. 29) 1; *Gorytes quadrifasciatus* F. ♂ (Ha_1 27. V. 32) 1.

Pompilidae.

(det. Prof. O. Schmiedeknecht, Bad Blankenburg.)

Ceropales sp. (Gb_2 31. V. 30) 1; *Calicurgus hyalinatus* F. ♀ (Wa_2 24. IX. 30) 1.

Vespidae.

(det. J. D. Alfken, Bremen.)

Vespa silvestris Scop. (Wa_1 22. VII. 31) 1; *Polistes gallicus* L. (Wa_2 24. IX. 30) 2.

Chrysididae.

(det. idem.)

Notozus bidens Frst. (Wa_2 22. V. u. 11. VII. 30) 5; *Ellampus pusillus* F. (Gb_2 31. V. 30) 1; *Ellampus auratus* F. (Gb_2 31. V. 30) 1.

Mutillidae.

(det. idem.)

Mutilla europaea L. ♀ (Ba_2 30. V. 30) 1.

Formicidae.

Lasius niger L. (M 17. V. 30) 1; *Tetramorium caespitum* L. (Bb_1 1. V. 30) 4.

Proctotrupidae.

(det. Prof. O. Schmiedeknecht, Bad Blankenburg.)

Proctotrupes gravidator L. ♀ (Wa_2 24. IX. 30) 1.

Ichneumonidae.

(det. idem u. E. Bauer, Goslar.)

Ichneumon deliratorius L. (Wa 24. IX. 30) 1; *Ichneumon sarcitorius* L. var. *cingulatus Berth.* ♀ (W 20. IV. 31) 1; *Hemiteles areator* Gr. ♀ (Wa_1 25. IX. 30) 1; *Coleocentrus excitator* Poda ♂♀ (M 17. V. 30) 2; *Collyria calcitrator* Gr. ♂ (Gb_2 31. V. 30) 1; *Phobocampe (nova species?)* (Hb_2 25. V. 32) 1; *Anilastus ruficinctus* Gr. ♀ (Wa 24. IX. 30) 1; *Anilastus notatus* Gr. (?) (Wa_2 22. V. 30) 1; *Banchus falcatorius* F. ♂♀ (W u. B VI—VII) 5; *Exetastes gracilicornis* Gr. ♂ (Wa_2 22. u. 31. V. 30) 2; *Paniscus opaculus* Thoms. ♂♀ ($Wa_{1,\,2}$ 11. VIII. 30) 2; *Thersilochus moderator* L. ♂ (Wa_2 22. VII. 31) 1; *Exyston cinctulus* Gr. (Hb_2 25. V. 32) 1.

Chalcididae.

(det. Prof. O. Schmiedeknecht, Bad Blankenburg.)

Tetrastichus atrocoeruleus Nees (B, G, W V—VII) m.

Braconidae.

(det. idem.)

Apanteles lineola Curt. (W e. l. 3. u. 4. V. 31) (Runkelrübe) 7; *(Chelonus* sp.) (Gr. 15. VIII. 29) (Runkelrübe) 1; Gen.? sp.? (W e. l. 29. IV. 31) (Runkelrübe) 1; Gen.? sp.? (Larve) (W 25. VI. 30) (Spargel) 1.

Lydidae.

Cephus pygmaeus L. (besonders M 17. V. 30 und Cb_2 31. V. 30) m.

Tenthredinidae.

(det. N. Mallach, Berlin.)

Selandria serva F. ♀ (Hb_2 25. V. 32) 1; *Dolerus pratensis* L. (M 17. V. 30, Wa_2 22. V. 30, $Wa_{1, 2}$ 22. VII. 31) 6; *Dolerus aericeps* C. G. Thoms. (?) (Wa_2 11. VIII. 30) 1; *Dolerus puncticollis* C. G. Thoms. (Wa_1 4. V. 30) 1; *Dolerus nigratus* Müll. (W, G 4., 17., 22. V. 30) 3; *Dolerus vestigialis* Kl. (Ha_1 27. V. 32) 1; *Nematine* sp.? (V) 1; *Nematine* sp.? (VII) 2.

Lepidoptera.

Pieridae.

Aporia crataegi L. ♂♀ (Ha_3 17. VI. 32) 2; *Pieris brassicae* L. (M 4. V. 31, H VII. 32) 2; *Pieris rapae* L. (Gc_3 27. VI. 30) 1.

Nymphalidae.

Pyrameis cardui L. (H 25. VII. 32) 1; *Polygonia c album* L. (Ha_3 9. VII. 32) 1.

Satyridae.

Coenonympha pamphilus L. (Hd_1 26. V. 32) 1.

Lycaenidae.

Thecla pruni L. ♀ (Ha_3 17. VI. 32) 1.

Noctuidae.

Agrotis pronuba L. mit f. *innuba* Tr. (VI—VIII e. l. IX, XII, I) 8; *Agrotis c nigrum* L. (e. l. 16. V. 30) 1; *Agrotis exclamationis* L. (Gc_3 27. VI. 30) 1; *Agrotis* sp. (Wa_1 22. VII. 31) 1; *Mamestra brassicae* L. (G 4. V. 30 e. l. 11. V. 30) 1; *Mamestra oleracea* L. (Wa_1 25. IX. 30 e. l. IV 31) 6; *Orthosia pistacina* F. (e. l. 3. X. 30) 1; *Calocampa exoleta* L. (e. l. 3. X. 30) 1; *Emmelia trabealis* Sc. (Gb_2 31. V. 30, Ba_3 27. VI. 30) 2.

Geometridae.

Bupalus piniarius L. ♀ (Ba_3 31. V. 30, B 5. V. 31) 2.

Arctiidae.

Euchelia jacobaeae L. (Gb_2 30. V. 30) 1.

Psychidae.

(det. Dr. K. von Rosen, München.)

Epichnopteryx pulla Esp. (Hb_2 25. V. 32) 1.

Pyralidae.

(det. L. Osthelder, München.)

Crambus pascuellus L. (Gc_3 27. VI. 30) 1; *Crambus* sp. (Hd_1 26. V. 32) 1; *Homoeosoma nimbellum* Z. (M 17. V. 30) 1; *Phlyctaenodes verticalis* L. (Gc_3 27. VI. 30) 1.

Tortricidae.

(det. idem.)

Cacoecia rosana L. (G V 31 e. l. 16. VI. 31) 2.

Gelechiidae.

(det. idem.)

Borkhausenia similella Hb. (?) (Ba_2 30. V. 30) 2.

Coleophoridae.

Coleophora palliatella Zk. (Wa_1 31. V. 30) 1; *Coleophora* sp. (Gc_2 27. VI. 30) 1; *Coleophora* sp. (G 20. VII. 29) 2.

Hyponomeutidae.

(det. Müller-Rutz, St. Gallen.)

Plutella maculipennis Curt. var. *unicolor* M-R. (Wa_2 22. VII. 31) 1.

Tineidae.

(det. Dr. K. von Rosen, München.)

Ornyx guttea Hw. (Ha_3 17. VI. 32) 1.

Incurvariidae.

Adela cuprella Thnbg. (Ba_2 30. IV. 30) 1.

Rhynchota Homoptera.

Cicadidae.

(det. H. Haupt, Halle.)

Euscelis lineolatus Br. ♂ ♀ (Gb_2 31. V. 30, Wb_2 7. VI. 30, Wa_1 25. IX. 30) 7; *Eupteryx atropunctata* Goeze ♂ ♀ (Wa_1 25. IX. 30) 8; *Chlorita flavescens* F. ♂ ♀ (Wa_1 25. IX. 30) 3.

Aphididae.

Gen.? sp.? (Wa_2 22. VII. 30) 3; Gen.? sp.? (Wa_1 25. IX. 30) 4.

Rhynchota Heteroptera.

(det. Dr. K. Singer, Aschaffenburg.)

Cydnidae.

Cydnus nigrita F. (G, M, B, W 1.—17. V. 30) 6; *Sehirus bicolor* L. (Wa_1 4. V. 30, Ba_2 5. V. 31) 2.

Pentatomidae.

Palomena viridissima Poda (Ba 30. V. 30) 1; *Palomena prasina* L. (Gr 15. VII. 29, Ba 30. V. 30) 5; *Carpocoris fuscispinus* Boh. (VI—VIII) 8; *Carpocoris pudicus* Poda (Hb_2 25. V. 32) 3; *Dolycoris baccarum* L. (Wb_2 17. V. 30, Gb_3 27. VI. 30) 2; *Eurydema oleraceum* L. (Wa_2 11. VIII. 30 u. 22. VII. 31) 9; *Pinthaeus sanguinipes* F. (Wa_2 24. IX. 30) 1; *Arma custos* F. (Wa_2 24. IX. 30) 2.

Coreidae.

Verlusia rhombea L. (Wa_2 24. IX. 30) 1; *Syromastes marginatus* L. (V, VI und VIII) 9.

Lygaeidae.

Nysius senecionis Schill. (Wb_2 7. VI. 30) 1; *Aphanus vulgaris* Schill. (Wa_2 11. VIII. u. 24. IX. 30) 4.

Nabidae.

Nabis ferus L. (Wa_2 VII—IX) 8.

Capsidae.

Adelphocoris lineolatus Goeze (H, Wa_2, Gr VII—IX) 16; *Calocoris norvegicus* Gmel. (Gc_3 27. VI. 30) 1; *Lygus pratensis* L. mit var. *gemellatus* H.-S. und *campestris* Fall. (V—IX) m; *Poeciloscytus cognatus* Fieb. (Wa_2 VII—IX) 4; *Deraeocoris ruber* L. (Gb_3, Gc_3 27. VI. 31) 6; *Stenodema virens* L. var. *fulvum* Fieb. (Wa_1 22. VII. 31) 1; *Miris dolabratus* L. var. *aurantiacus* (Reut.) (Ha_3 1. VII. 32) 1.

Orthoptera.

Gryllidae.

(*Gryllotalpa vulgaris* L.) (Wl V 31) m; *Nemobius sylvestris* F. (Larve) (M 17. V. 30) 1; *Gryllus campestris* L. (Larven) (Wa_2 17. V. u. 11. VIII. 30, 22. VII. 31) 3.

Acridiidae.

Stenobothrus haemorrhoidalis Charp. (Wa_2 22. VII. 31) 1; *Caloptenus italicus* L. (Wa_2 22. VII. 31) 1; *Acridier* sp.? (Larven) Ba 30. IV. 30, Wa_2 17. V. 30) 2.

Locustidae.

Locusta viridissima L. ♀ (Larve) (Ba_3 27. VI. 30) 1.

Odonata.

Libellulidae.

Libellula striolata Charp. ♂ (Wa_2 22. VII. 31) 1.

Agrionidae.

Agrion cyathigerum Charp. (Wa_1 11. VIII. 30) 2.

Corrodentia.

Psocidae.

(det. Dr. K. von Rosen, München.)

Graphopsocus cruciatus L. (Wa_1 25. IX. 30) 1.

Thysanoptera.

Thripidae.

Aeolothrips fasciata L. (Wa_1 22. VII. 31) 2; *Thrips physopus* L. (Wa_1 22. VII. 31) 2.

Trichoptera.

Limnophilidae.

Limnophilus sp. ($Wa_{1, 2}$ 24. u. 25. IX. 30) 4.

Neuroptera.

Chrysopidae.

Chrysopa vulgaris Schn. (Ba_2 27. VI. 30, Wa_2 22. VII. 31, Ha_3 17. VI. 32) 4.

Plecoptera.

Perlidae.

Gen.? sp.? (Wb_2 17. V. 30) 1.

Arachnoidea.
(det. M. Holzapfel, Bern.)

Clubionidae.

Chiracanthium pennyi Camb. ♀ (Ba_3 27. VI. 30) 1.

Dictynidae.

Dictyna uncinata Thor. ♀ (Ha_3 16. VI. 32) 1.

Theridiidae.

Theridion impressum L. Koch ♂ ♀ (B u. H VI u. VII) m; *Theridion denticulatum* (Walck.) (?) ♀ (Ha_3 17. VI. 32) 1; *Enoplognatha corollata* Berth. ♂ (Ba_2 27. VI. 30) 1.

Agriopidae.

Araneus folium Schrank ♂ (Ha_3 16. VI. u. 9. VII. 32) 2; *Araneus cornutus* Cl. ♀ (Ba_3 27. VI. 30) 1; *Araneus diadematus* Cl. juv. (Bb_3 11. VII. 30) 1; *Zilla x-notata* Cl. juv. (Ha_3 17. VI. 32) 2.

Lycosidae.

Lycosa agrestis Westw. (Bb_1 1. V. 30) 16; *Lycosa monticola* Cl. ♂ ♀ (Ha_1 27. V. 32, Ha_3 17. VI. 32) 16; *Xerolycosa miniata* (C. L. Koch) ♀ (Ha_3 16. VI. 32) 1; *Arctosa perita* Latr. ♀ (Bb_1 1. V. 30) 1.
(Ferner zahlreiche Kokons mit pulli, unbestimmbar.)

Myriapoda.

Julidae.

Julus sp. (eingetr. 31, im Spargelkraut gef. 4. III. 32) 2; Julus sp. (Ha_1 27. V. 32) 3.

II. Weitere in der Literatur genannte Funde.

In der angewandt-entomologischen Literatur der alten und neuen Welt werden weiterhin noch eine Anzahl von Insekten aufgeführt, welche irgendwie in Beziehung zu *Asparagus* festgestellt, von uns aber nicht gefunden worden sind. Ihrer Aufzählung sollen aus praktischen Gründen gleich hier die von den Autoren mitgeteilten biologischen Daten beigefügt werden. (Auch Insekten anderer, nicht kultivierter *Asparagus*-Arten, die unter gewissen Bedingungen zweifellos auf *A. officinalis* übergehen könnten, sind hier also mitaufgeführt.)

Zumeist handelt es sich um Feinde oder Parasiten der spezifischen Spargelschädlinge oder um weitere, die Spargelpflanze selbst angreifende Insekten.

A. Schadinsekten.

Unter der zuletzt genannten Gruppe sind, um mit den Coleopteren zu beginnen, vor allem die neben unseren beiden *Crioceris*-Arten noch vorkommenden Spezies der Gattung zu erwähnen (Sajo 15, Chittenden 2 u. a.): *Crioceris quatuordecimpunctata* Scop. (in nördlicheren Ländern seltener, fast nie auf Lehmboden; in den Sandgebieten Ungarns zuweilen die schädlichste Art), *Crioceris quinquepunctata* Scop. (in Deutschland, Frankreich und Rußland, namentlich in der Ebene, seltener), ferner (nach Reitter 13): *Crioceris paracenthesis* L. („auf *Asparagus acutifolius* im südlichen Europa. Wurde auch bei Metz gefunden") und *Crioceris macilenta* Wse. („in Istrien auf wildem Spargel; eine Varietät davon soll auch bei Mainz gefunden worden sein").

Morris (12) gibt für Zypern *Crioceris bicruciata* Sahlb. als Schädling an Spargel an.

Nach Sorauer-Reh (18) findet sich *Lilioceris merdigera* L. „an Zwiebeln, Laucharten, Maiblumen, Spargel".

Chittenden (2) nennt außer der Larve von *Melolontha vulgaris* (als Schädling an Spargelwurzeln) den Gurkenkäfer *Diabrotica duodecimpunctata* Ol., der neben *Crioceris* und den Coccinelliden die häufigste Käferart an Spargel sein soll und dessen Blüten frißt, ehe seine gewöhnliche Nährpflanze, die Gurke, zur Blüte gekommen ist.

An Lepidopteren, von denen aber keine Art in größerer Zahl an Spargel auftritt, deren auf die Versuchsfelder ausgesetzte Raupen auch immer wieder abgewandert sein sollen, führt Chittenden (außer der auch von mir gefundenen *Mamestra oleracea* und der von M. Schmidt (17) als Schädling erwähnten *Agrotis praecox* L.) an: *Leucarctia acraea* Dru., *Acronycta oblinita* S. u. A., *Agrotis ypsilon* Rott., *Mamestra legitima* Grote, *Mamestra picta* Harr. (nach Fletcher schädlich und häufig an Kohlgewächsen, Spargel usw.), *Mamestra trifolii* Rott. (an Spargel in Europa, nicht in Amerika), *Mamestra pisi* L., *Prodenia commelinae* S. u. A., *Prodenia lineatella* Haw., *Heliothis armiger* Hbn. („die polyphagste aller Schmetterlingsraupen"), *Noctua fennica* Kausch. (von ihr wurden nach Fletcher Spargelfelder in

Kanada beschädigt), *Lophoderus triferana* Walk. (1883 von Miss M. E. Murtfeldt in Missouri an Spargel gezogen), *Dichelia sulphureana* Clem. (die Raupen dieser Tortricide finden sich im Mai und wieder im September in Köchern aus Spargelblättern und Spinnenfäden; ein Falter geschlüpft am 4. Oktober).

Jones und Robbins (8) erwähnen für Kalifornien die von Essig festgestellten Lepidopteren *Diacrisia virginica* F. und *Tortrix citrana* Fern.

In der europäischen Literatur wird (worauf mich Herr Reg.-Präs. Osthelder, München, freundlich aufmerksam machte) als Spargelbewohner unter den Mikrolepidopteren lediglich die ziemlich seltene *Phtheochroa pulvillana* HS. genannt.

Cossiden, deren Raupen an den Wurzelstöcken von Spargel fressen, sind in Europa (nach Grandi 6) *Hypopta caestrum* L., in der Südmandschurei (nach Kondo und Miyahara 9) *Hypopta sibirica* Alph.

Chittenden zählt ferner folgende Rhynchoten auf, wobei nur tatsächlich an Spargel saugende Arten berücksichtigt sind: *Poecilocapsus lineatus* F. (eine „überall vorkommende" Capside; die ganze Saison hindurch an Spargel. Daß sie diese Pflanze auch angreift, hält Verfasser nach der großen Anzahl für sehr wahrscheinlich), *Lopidea media* Say (diese Capside ist von benachbarter *Achillea millefolium* auf Spargel übergegangen), *Leptoglossus phyllopus* L. (brütet gewöhnlich auf Distel; ein Exemplar wurde an Spargel saugend beobachtet), *Metapodius femoratus* F. (zugleich mit der vorigen Art an Spargel gefunden), *Thyanta custator* F., *Euschistus servus* Say, *Euschistus crassus* Dall., *Murgantia histrionica* Hahn (von dieser Art, der „Harlekin-Krautwanze", macht Howard (7) die Angabe, daß sie ausnahmsweise, wenn ihr das normale Futter fehlt, die Spargelpflanze angreift. Am 28. September 1896 wurde in Marshall Hall, Maryland, ein Spargelfeld so dicht von den Wanzen besetzt gefunden, daß der Befall auf 10 m und weiter zu erkennen war. Ursache: von drei benachbarten Weißkrautbeeten wurde das Kraut entfernt; die entkommenden Wanzen gingen auf den Spargel über, den sie allen übrigen Pflanzen vorzogen); *Homalodisca coagulata* Say, *Myzus mahaleb* Fonsc. (die große Zahl der an Spargel auftretenden Individuen läßt mit Sicherheit annehmen, daß die Art von dieser Pflanze lebt); *Aphis gossypii* Glov.

Von Wymore (19) ist in Kalifornien im Herbst 1922 außer der schon genannten *Thyanta custator* auch die Pentatoide *Chlorochroa sayi* Stal. an Spargel saugend festgestellt worden.

Flachs (4) erwähnt an Zierspargel die Zikade *Euscelis plebejus* Fall. und die Blattlaus *Myzodes persicae* Sulz.

Von Cocciden (wir haben bisher keinen Vertreter dieser Familie an Spargel gefunden) führt Lindinger (11) als *Asparagus*-Bewohner die folgenden Arten auf, unter denen freilich keine auf *Asparagus* beschränkt ist. Auch ist für keine von ihnen die Kulturpflanze *Asparagus officinalis* L. ausdrücklich als Nährpflanze genannt: *Chionaspis berlesei*

Leon. (an dem mediterranen *Asparagus acutifolius* und dem asiatischen *A. umbellatus), Aspidiotus rapax* Comst. (an *A. plumosus,* der viel in Gärtnereien als Zierpflanze gehalten wird), *Filippia ephedrae* (Newst.) Ldgr. (an *A. horridus), Filippia oleae* (Costa) Sign. (wahrscheinlich, wenn auch nicht ganz sicher nachgewiesen, an *A. acutifolius* aus Dalmatien), *Lecanium oleae* (Bern.) Walk. (an *A. acutifolius,* sp.). Bei Flachs (l. c.) finde ich ferner als an *Asparagus* saugend folgende Schildläuse angegeben: *Lecanium hemisphaericum* Targ., *Pseudococcus citri* Fern., *Aspidiotus rapax* Comst. und *Aspidiotus hederae* Sign.

Unter den Dipteren soll nach Chittenden in Europa die Larve der — auch auf unseren Versuchsfeldern häufigen — Gartenhaarmücke *Bibio hortulanus* L. die Spargelwurzeln beschädigen, in Amerika dagegen soll als einzige Diptere (!) *Bibio albipennis* Say an den Spargel gebunden, ihm aber „wahrscheinlich nicht schädlich" sein. Baer (1) sagt in seiner Tachinenarbeit über die als wichtiger Parasit der Wanderheuschrecke in Asien, Afrika und Amerika verbreitete *Chortophila cilicrura Rond.*: „Auch bei uns gemein, tritt sie im Gemüsegarten, besonders in Zwiebeln und Spargeltrieben als Schädling auf, dort aber schmarotzt sie in den Eikapseln der Acridier." Als gallbildende Diptere an *Asparagus officinalis* nennt Roß (14) (neben der hier als *Terellia fulminans* Meig. bezeichneten Spargelfliege) *Contarinia florum* Rübs.

Eine Gallen erzeugende Hymenoptere, nämlich *Asparagobius Braunsi* Mayr, ist nach Sorauer-Reh (18) an *Asparagus striatus* aus der Kapkolonie bekannt. Ihre Gallen sollen denen von *Biorrhiza aptera* an Eiche ähnlich sein (also wohl auch Wurzelgallen? D.).

Aus der Familie der Orthopteren wurde (nach Chittenden l. c.) die Heuschrecke *Melanophus propinquus* Scudd. beobachtet, wie sie an Spargel fraß.

Flachs (l. c.) erwähnt als Schädling an Zierspargeln auch *Thrips tabaci* Lin. und Spinnmilben.

Endlich wird von Jones u. Robbins (l. c.) unter Bezugnahme auf Wymore (l. c.) eine weitverbreitete, 2,7—6,7 mm lange Myriopode, „the garden centipede", *Scutigerella immaculata* Newp., als ernster Spargelschädling im kalifornischen Delta beschrieben. Eine landwirtschaftliche Plage in den großen Getreidehandelsgebieten, ist das Tier offenbar erst später auf den Spargel übergegangen. Anfangs Juni trifft man fast nur Jugendstadien an, um die Mitte August sind etwa 90 % der Tiere erwachsen. Sie leben in der Erde und fressen dicht unter der Oberfläche kleine Löcher in die Spargelpfeifen.

B. Parasiten und Raubinsekten.

Unter den Schlupfwespen der Spargelschädlinge wird von Giard (5) eine Braconide der Gattung *Dacnusa* erwähnt, die er für identisch hält mit der Art, welche Rondani *Dacnusa petiolata* genannt und als Parasiten von *Platyparea poeciloptera* bezeichnet hat. Wie aber

die *Dacnusa*-Arten allgemein in *Agromyza*-Arten schmarotzen, kann Giard bestätigen, daß auch diese Art hauptsächlich Parasit von *Mellanagromyza simplex* ist, deren Anwesenheit in den Spargeln Rondani entgangen war. Er (Giard) benennt die Art: *Dacnusa Rondanii* Giard. Reh (18) erwähnt *Bracon satanas* Wesm. als Parasiten der *Platyparea*-Larve, während Lesne (10), der diese Braconide 1911 aus *Platyparea* züchtete, sie nur für nahe verwandt mit *B. satanas* hält, da sie sich durch längere Antennen und noch einige andere Merkmale von ihm unterscheidet.

Bei Sorauer-Reh (l. c.) wird als in Amerika außerordentlich nützlicher, neuerdings auch in Frankreich eingeführter Eiparasit von *Crioceris* die Chalcidide *Tetrastichus asparagi* Crawf. angeführt. Auch Jones u. Robbins (l. c.) erwähnen diese, von Johnston gefundene Art als „a wasp-like fly" (!). (Ob identisch mit dem von mir viel gefundenen *Tetrastichus atrocoeruleus?)*

Die reichhaltigsten Angaben über Parasiten und Räuber der Spargelschädlinge liegen wieder von Chittenden (l. c.) vor. An Hymenopteren nennt er die Braconide *Rhyssalus atriceps* Ashm. (als Schmarotzer von *Dichelia sulphureana),* ferner die Faltenwespe *Polistes pallipes* St. Farg., die die *Crioceris*-Larven angreift. So wurden viele dieser Wespen beobachtet, die beim Abfliegen von der Spargelpflanze eine mehr oder minder erwachsene *Crioceris*-Larve zwischen den Mandibeln trugen.

Aus der Ordnung der Dipteren wurde bis 1896 die Tachine *Myobia pumila* Macq. (in Europa) als der einzige Parasit von *Crioceris asparagi*, und zwar nur in der 2. Generation, angesehen. Bei Sorauer-Reh (l. c.) ist dafür die Tachine *Meigenia floralis* Mg. genannt.

Unter den räuberischen Coleopteren sollen 1896 in Amerika (Chittenden) die Coccinelliden *Megilla maculata* Deg. und *Hippodamia convergens* Guérin die wirksamsten Feinde der Spargelhähnchen gewesen sein. Daneben wurde die Malachiide *Collops quadrimaculatus* F. auf jedem untersuchten Spargelfeld gefunden; die Art wurde zwar nicht im Freiland, aber im Zwinger beim Vertilgen von *Crioceris*-Larven beobachtet.

Als spargelkäferlarvenfressende Rhynchoten (Heteropteren) werden genannt: die „geränderte Baumwanze" *Stiretus anchorago* F. (diese Pentatomide wurde mit einer an ihrem Schnabel aufgepießten *Crioceris*-Larve gesehen. In einem anderen Fall wurde beobachtet, wie eine solche Wanze erst drei *Crioceris*-Larven aussog, dann sogleich ihren Rüssel in die Spargelpflanze einbohrte und unmittelbar darauf noch eine *Galerucella*-Larve annahm); die bedornte „Soldatenwanze" *Podisus spinosus* Dall. (zerstört ebenfalls die Larven, hat in Gefangenschaft auch einen Käfer von *Crioceris 12punctata* angestochen); *Calocoris chenopodii* Fall., eine Capside, wurde in Frankreich beim Aussaugen einer Larve von *Crioceris asparagi* beobachtet, *Calocoris rapidus* Say ist in amerikanischen Spargelkulturen nicht selten. Sanderson (16)

beschreibt *Prionidus cristatus* L. („the wheel bug") als Vernichter der Spargelkäfer.

Unter den Odonaten wird von Chittenden (l. c.) erwähnt: *Nehalennia (Agrion) posita* Hagen. Auch diese Libelle hat man als Räuber von Spargelkäferlarven festgestellt.

Giard (l. c.) und Lesne (l. c.) haben in den *Platyparea*-Gängen wiederholt eine Myriapode, und zwar eine Geophilide, angetroffen, die nach Lesne allerdings niemals auf dem Angriff von Fliegenlarven ertappt wurde, von Giard aber als der einzige von ihm gefundene Feind der Spargelfliege bezeichnet wird. Auch eine („wahrscheinlich fleischfressende") Elateridenlarve vom Corymbitestyp fand sich in den gleichen Stengeln.

C. Biologischer Teil.

Nach ökologischen Gesichtspunkten lassen sich die Insekten, die überhaupt auf dem Spargelfeld angetroffen werden, in folgende Gruppen einteilen:

A. Spezifische Schädlinge des Spargels, *Asparagus officinalis* L.,
B. Polyphage Mitbewohner bezw. Mitbesucher des Spargels,
C. Zufallsgäste,
D. Insekten der Nebenkulturen,
E. Dünger-, Kompost- und Aasinsekten,
F. Zoophage: Raubinsekten und Parasiten.

(Die Insekten der zahlreichen, nicht kultivierten *Asparagus*-Arten sind hier nicht mehr berücksichtigt.)

Aus den übrigen Klassen bezw. Stämmen des Tierreiches spielen in der Lebensgemeinschaft des Spargelfeldes noch eine mehr oder minder große Rolle: 1. die Spinnentiere, 2. die Weichtiere, 3. die Wirbeltiere.

Das zeitliche Auftreten der Insekten zeigt eine Scheidung insofern, als zuerst im Jahr, noch vor dem Austreiben der Pflanzen, eine große Zahl der typischen Düngerinsekten (auf dem Boden, vor allem aber unter der Erde) angetroffen wird; ebenso findet sich nach dem Ende der Vegetationsperiode wieder eine größere Entomofauna, meist Überwinterungsstadien der verschiedensten Insektengruppen, in der Erde.

Eine gewisse Konstanz in der Fauna des einzelnen Feldes ließ sich wiederholt feststellen. Ein und dasselbe Feld unterscheidet sich in seinem Insektenbestand an zwei aufeinanderfolgenden Tagen mit verschiedener Witterung (abgesehen etwa von den nur im Sonnenschein fliegenden Arten) weniger als z. B. zwei verschiedene, räumlich oft wenig getrennte Felder am gleichen Tag.

Da ferner die weitaus meisten Insekten dieses Lebensraumes nicht der Kulturpflanze, dem Spargel, selbst angepaßt sind, sondern als Mitbewohner, Zufallsgäste, Düngerinsekten, Parasiten — aktiv oder passiv — auf die Felder gelangen, ist die Zahl der Larven, die man hier antrifft, im Vergleich zu derjenigen der Imagines außerordentlich

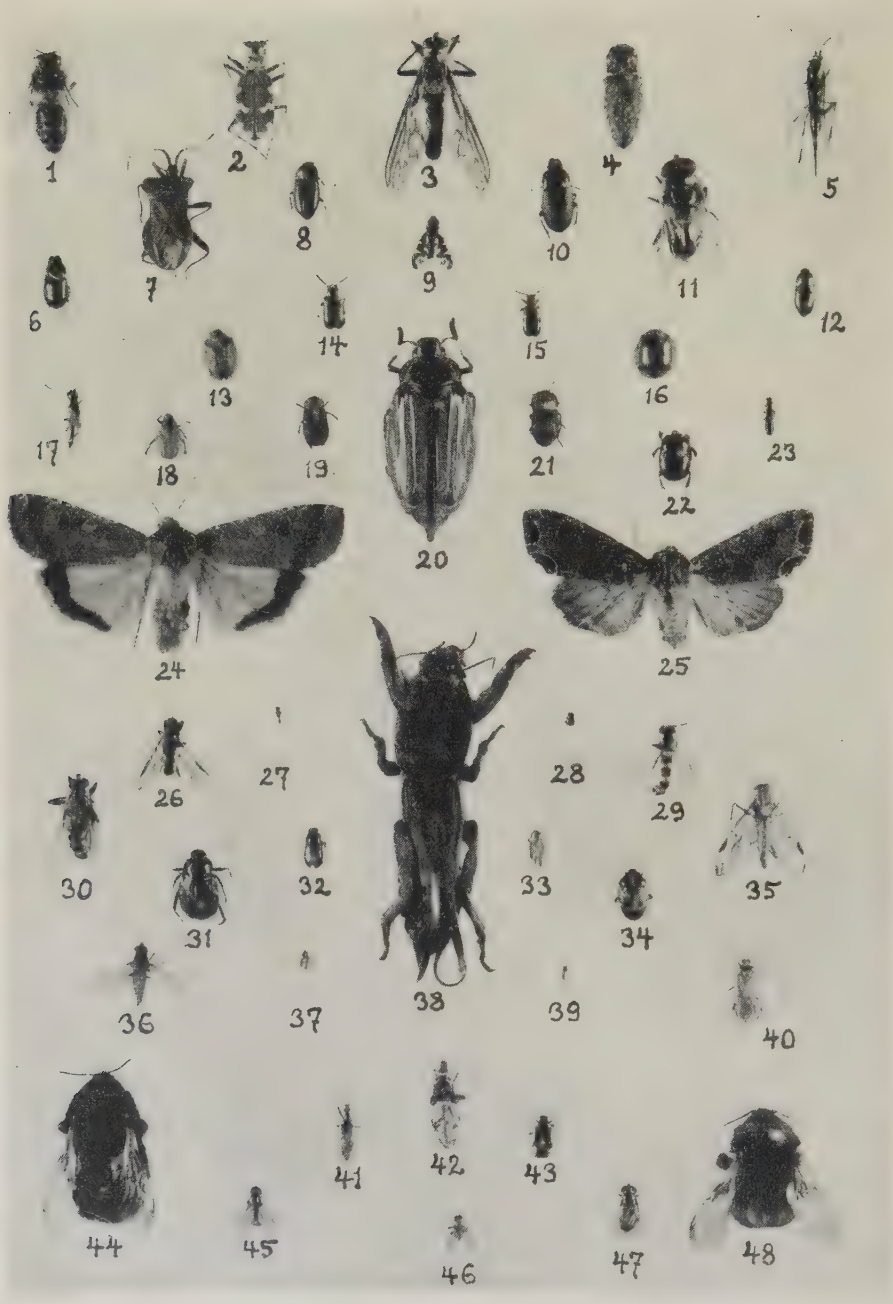


Abb. 1. Die häufigsten Insekten des Spargelfeldes. Ca. 1 : 1. Erklärung auf Seite 328.

gering. Drahtwürmer, Coccinellenlarven und Eulenraupen finden sich mehr vereinzelt. Am stärksten sind unter den Holometabolen (abgesehen von den Großschädlingen) die asselförmigen Larven der Silphiden vertreten. Sie leben, wie die Käfer selbst, nicht nur von Verwesungsstoffen, sondern greifen auch lebende Tiere: Schnecken, Würmer, Insekten, an und sind daher als „nützlich" anzusprechen. Eine Ausnahme machen für den Landwirt, der seine Spargelkultur zur Nebennutzung mit Runkelrüben bebaut, die *Blitophaga*-Arten (siehe D).

Die wichtigsten (häufigsten) Insekten des Spargelfeldes sind auf Abb. 1 (ohne Berücksichtigung ihrer systematischen oder biologischen Zugehörigkeit) zusammengestellt und in nahezu natürlicher Größe wiedergegeben.

A. Die spezifischen Spargelschädlinge.

Es wurde schon erwähnt, daß die Zahl der eigentlichen, eine wirtschaftliche Gefahr bedeutenden Spargelinsekten gering ist. Zählen wir zur Spargelfliege *(Platyparea poeciloptera)* und den beiden Spargelkäfern *(Crioceris asparagi* und *Cr. 12punctata)* noch die kleine Spargelfliege *(Melanagromyza simplex),* so ist ihre Reihe bereits erschöpft. Und selbst *Melanagromyza simplex* kann in unserm Gebiet nicht als ernsthafter Schädling betrachtet werden. Nur ein einziges Mal (Wa_2 22. Mai 1930) fanden wir die kleine Spargelfliege in annähernd gleicher Zahl an den Pflanzen (und zwar mit Vorliebe an den Zweigspitzen) sitzen wie die große.

Die ausführliche Behandlung der vier Arten, ihrer Lebensweise und Bekämpfung ist anderen Veröffentlichungen vorbehalten; sie können daher hier übergangen werden.

Zu nennen wäre nur noch ein Insekt, das, wenn auch nicht bei uns, so doch in anderen Ländern gelegentlich als Schädling an Spargel gemeldet und dieser Pflanze auch ausschließlich angepaßt ist, nämlich die Cosside *Hypopta caestrum* L. Grandi (6) macht über diesen Schmetterling folgende Angaben: Die Falter treten im Juni und Juli auf und legen ihre Eier in die Erde. Die Raupen minieren in Spargelwurzeln; sie fressen hier bis zum Eintritt kühlen Herbstwetters und gehen dann zur Überwinterung tiefer in die Erde. Im Frühling fressen sie nochmals und verpuppen sich dann im Boden. Im Mai 1930 war in Norditalien stärkere Beschädigung von Spargeln durch den Raupenfraß festzustellen. Auch in Frankreich und in der Umgebung von Konstantinopel ist *Hypopta caestrum* schon schädlich geworden.

In Asien tritt an die Stelle dieser Art eine andere: *Hypopta sibirica* Alph., die nach Kondo u. Miyahara (9) in der Südmandschurei zum ernsthaften Spargelschädling geworden ist; ihre Biologie scheint sich vollkommen mit derjenigen der europäischen Art zu decken.

Die übrigen Insekten, welche die Spargelpflanze angreifen und gelegentliche Schädigungen verursachen, gehören der nächsten Gruppe an.

B. Polyphage Mitbewohner des Spargels.

Hier könnte man etwa die Unterscheidung machen, ob es durch die Tätigkeit des Insektes zu einer wirtschaftlich fühlbaren Beeinträchtigung der Spargelpflanze kommt oder nicht. Tatsächlich gibt es mehrere Arten, die, von der ausgedehnten Monokultur angezogen, zu beachtlichen Spargelfeinden werden. In erster Linie wäre hier der Gartenlaubkäfer, *Phyllopertha horticola,* zu nennen, der von Ende Mai an bis gegen Ende Juni in Mengen, teilweise in Massen am Spargelkraut (hauptsächlich — wie sich aus der Flugzeit ergibt — an den ein- und zweijährigen Pflanzen) angetroffen wird und sich ebenso wie an vielen anderen Kulturpflanzen (besonders Rosen) von den Blättern nährt. Wir fanden den Käfer in besonders großer Zahl — die Bezeichnung „massenhaft" ist hier durchaus berechtigt — am 22. Mai 1930 in Worfelden (Wa_2 und Wb_2) und am 30. Mai 1930 in Büttelborn (Bc_1 und $_2$), während hier die beiden Spargelkäfer nur ganz spärlich vertreten waren; am 21. Juni 1930 fand sich *Phyllopertha horticola* auf den gleichen Feldern nur mehr vereinzelt. Am aktivsten ist der Käfer zur Mittagszeit, am Nachmittag läßt sein Auftreten und sein Fraß bald nach. Bei Heidesheim schien — wenn auch nicht annähernd im gleichen Umfang und zeitlich etwas später (Mitte Juni bis Mitte Juli) — *Anomala aenea* an die Stelle von *Phyllopertha* zu treten.

Eulenraupen (vor allem *Agrotis praecox, Agrotis pronuba* und *Mamestra oleracea,* in zweiter Linie *Calocampa exoleta*) können auch dem Spargelfeld schädlich werden. Ihre praktische Bedeutung dürfte aber im allgemeinen gering sein, da sie wegen ihrer Größe und deutlichen Sichtbarkeit leicht festzustellen und zu bekämpfen, in den meisten Fällen sogar in einem Arbeitsgang mit den Spargelkäfern zu erfassen sind. Wir fanden verhältnismäßig wenig Raupen und Puppen (welch letztere vielfach — vor dem Schlüpfen — zur Hälfte aus der Erde hervorragend angetroffen werden), dagegen zahlreich die Kokons ihres Parasiten *Banchus falcatorius,* was auch auf eine größere Zahl der Wirtstiere hindeutet. In einem Fall (Ga_1 31. Mai 1930) war durch die *exoleta*-Raupe, welche die Stammachse der jungen Triebe durchzubeißen pflegt, ein ganz ähnlicher Fraßschaden angerichtet wie durch Kaninchen.

Überraschungen durch gelegentliches Massenauftreten in der Spargelkultur halte ich nicht nur bei Lepidopteren, sondern z. B. auch bei Heuschrecken für möglich. Es könnte wohl sein, daß eine ähnliche Invasion, wie wir sie 1930 durch *Caloptenus italicus* im Griesheimer Sand erlebten, über das Spargelbaugebiet hereinbricht.

Nach eigenen Beobachtungen oder Einzelberichten sind ferner an Spargel schädlich geworden: *Othiorrhynchus ligustici* (Nauheim 30. April 1930; der Bericht war nicht nachzuprüfen), *Philopedon plagiatus* (Büttelborn 30. Mai 1930) und von unterirdischen Beschädigern der Wurzeln: Drahtwürmer, Engerlinge und *Gryllotalpa vulgaris.* Besonders in Wall-

dorf (16. Mai 1931) wurde über die in großen Mengen den Boden der Spargelanlagen durchwühlenden Maulwurfsgrillen geklagt.

Als untergeordnete Gelegenheitsschädlinge kommen sodann noch verschiedene Scarabaeiden, Curculioniden, Chrysomeliden, Cantharіden (mit Ausnahme der carnivoren *Malachius*-Arten), phytophage *Harpalus*- und *Amara*-Arten in Betracht, von saugenden Insekten wohl einige Zikaden, Blattläuse und Heteropteren. Gerade unter den Wanzen werden neuerdings zwar immer mehr Arten, die bisher im Verdacht der Pflanzenschädigung standen, als Blutsauger (und damit Insektenvertilger) erkannt.

Die Ortalide *Platystoma umbrarum* ♀ beobachtete ich einmal (Wa_2 21. Juni 1930), wie sie den Versuch machte, ihren Ovipositor nach Art der Spargelfliege in eine Spargelpfeife einzubohren.

Ob es zu *Thrips*-Schaden an Spargel kommt, ist mir nicht bekannt.

In diesen Abschnitt wären ferner die unter „Literaturangaben" aufgeführten, beim Angriff auf die Spargelpflanze beobachteten Insekten einzureihen.

Endlich sind auch die pollensammelnden Apiden „Mitbesucher des Spargels", doch bleiben sie praktisch belanglos. Ihre ökologische Bedeutung als Blütenbefruchter kommt für die Spargelkultur nicht in Betracht.

C. Zufallsgäste.

Die Grenze zwischen der vorausgehenden Gruppe und dieser ist nicht ganz scharf zu ziehen. Als Zufallsgäste verstehen wir jene Arten, die an sich mit unserer Kulturpflanze nicht das mindeste zu tun haben, aber gleichwohl meist aktiv auf das Spargelfeld gelangen. Von allen biologischen Gruppen ist diese die artenreichste. Zu ihr gehören fast sämtliche Spezies der verschiedenen Ordnungen, die in der Liste unserer Ausbeuten mit nur einem Individuum verzeichnet sind. Besonders umfangreich wird die Gruppe, wenn man dazu die von Unkräutern lebenden Arten rechnet.

Als typische Zufallsgäste seien genannt: *Cetonia aurata, Stilbus testaceus, Sitona griseus, Phytonomus arator, Balanobius salicivorus, Grypidius equiseti* (!), *Chaetocnema concinna, Meloe proscarabaeus, Rhopalopus femoratus — Haematopota pluvialis, Trypanea stellata* — verschiedene Tenthrediniden, *Mutilla europaea, Vespa silvestris — Pyrameis cardui, Polygonia c album, Coenonympha pamphilus, Emmelia trabealis, Euchelia jacobaeae, Crambus pascuellus, Phlyctaenodes verticalis — Dolycoris baccarum, Poeciloscytus cognatus, Miris dolabratus.*

Auch ausgesprochene, zum Teil rein lokale Seltenheiten gehören hierher, wie die Silphide *Choleva oblonga,* die Elateriden *Limonius pilosus* und *Cardiophorus equiseti,* die Cantharide *Rhagonycha translucida,* die Pentatomide *Pinthaeus sanquinipes* u. a.

Viele dieser Zufallsgäste werden auf das Spargelfeld einzig und allein durch die ihnen zusagenden physikalischen Bedingungen (Wärme-

strahlung, Trockenheit, lichte, schattenarme Belaubung der Spargelpflanze) gelockt. Das ist bestimmt z. B. bei den Imagines von *Bibio marci* und *Bibio hortulanus* der Fall, die wir (wie bei Büttelborn 1. und 17. Mai 1930) oft in großer Zahl träg auf den Pflanzen oder dem Boden der Spargelfelder sitzend antrafen. Noch auffallender ließ sich dies bei der Getreidehalmwespe *Cephus pygmaeus* beobachten. Ich fand das zierliche Insekt zum erstenmal am 17. Mai 1930 gegen Abend auf einem alten Feld bei Mörfelden in großer Zahl, auf einem benachbarten zweijährigen Feld in geringeren Mengen; später auch bei Groß-Gerau und Büttelborn (31. Mai 1930). Die Tiere saßen sämtlich in der Zeit vor Sonnenuntergang auf den Zweigen, parallel mit deren Achse. Trotz der großen Lebhaftigkeit und Scheuheit, die sie meist schon bei kleinsten Störungen, etwa durch Schatten, abschwirren läßt, neigen sie merkwürdigerweise auch zum Totstellen und ließen sich von uns zahlreich ins Netz oder Fangglas klopfen. Die Nachbarschaft oder das Fehlen von Getreidefeldern ist durchaus nicht immer Gewähr für Vorhandensein oder Nichtvorhandensein des Cephus in den Spargelkulturen.

Auch die stechenden (blutsaugenden) ♀♀ der Tabaniden, vor allem der Gattungen *Tabanus* und *Haematopota,* scheinen das Spargelfeld mehr um seiner physikalischen Bedingungen willen aufzusuchen, während die ♂♂ wohl als Pollenfresser an die Blüten kommen, also als „Mitbesucher" anzusprechen sind.

D. Insekten der Nebenkulturen.

Die Fauna der Nebenkulturen wird im wesentlichen davon bestimmt, ob es sich um eine mehr Gemüsebau treibende (z. B. Groß-Gerau) oder mehr Obstbau treibende (z. B. Heidesheim) Gegend handelt. Denn danach richten sich auch die bevorzugten Zwischennutzungen. Dieser Teil der Zoozönose wird denn auch besondere, und zwar weniger zufällige Schwankungen aufweisen als die vorher behandelte Gruppe.

Im Amtsbezirk Groß-Gerau z. B. bildet der Runkelrübenbau eine nicht selten betriebene — der Hauptpflanze zwar nicht sehr zuträgliche — Nebennutzung der Spargelanlagen. In der Biozönose solcher Felder sind daher die Runkelrübeninsekten besonders charakteristisch. Hierzu gehören vor allem die *Blitophaga*-Arten, *Cassida nebulosa, Eurydema oleraceum,* ferner auch Drahtwürmer und Tipulidenlarven. Aus Runkelrüben, die, aus einem Spargelfeld bei Worfelden auf einen Abfallhaufen geworfen, dort vom Herbst 1930 an gelegen waren, zogen wir im Frühjahr 1931 die Dipteren: *Scatopse notata, Helea bipunctata, Eumerus strigatus,* [1]) *Fannia canicularis* (ein Beispiel für nachträglichen Befall der verwesenden Rüben) und *Anthomyia pluvialis.*

Auch die übrigen Gemüse steuern mit zahlreichen Arten zur Entomofauna bei. Von praktischer Bedeutung ist hier lediglich die Frage, ob und inwieweit diese Insekten von ihrer normalen Futterpflanze auf den

[1]) Diese Art, die normalerweise ihre Entwicklung in Zwiebeln durchmacht, wurde damit von Dr. Klein zum erstenmal aus Runkelrüben gezogen.

Spargel übergehen können, wie dies z. B. Chittenden (vgl. S. 305) vom Gurkenkäfer angibt. Soweit wir derartige Schädigungen feststellen konnten, sind die Arten, wie etwa die Noctuidenraupen, bereits unter den „polyphagen Mitbewohnern" aufgeführt.[1])

Diese Möglichkeit entfällt dort, wo es sich um (mehr oder minder monophage) Insekten handelt, welche infolge der Zwischenkultur von Obst die Fauna des Spargelfeldes bereichern, wie *Magdalis ruficornis, Phyllobius piri, Aporia crataegi, Thecla pruni* und viele andere. Offenbar gehört auch die schon erwähnte, im rheinhessischen Gebiet häufige *Anomala aenea* hierher. Daß wir auf den mit Obst zwischenbebauten Spargelfeldern um Heidesheim bisher niemals einen *Anthonomus rubi* oder eine *Rhagoletis cerasi* (beide dort große Obstschädlinge!) antrafen, ist Zufall, ebenso wie umgekehrt ihr Fund lediglich Zufallsbedeutung hätte. Mit einem gewissen Recht ließen sich auch die pollensammelnden Apiden hier nochmals einreihen.

E. Düngerinsekten.

Die Gruppe der Dünger-, Kompost- und Aasinsekten läßt sich strenger umschreiben. Es könnte höchstens ein Zweifel darüber entstehen, ob man die vielen Arten, die ihre Entwicklungsstadien im Dünger durchmachen, als Imagines dagegen an Blüten, blutsaugend oder fleischfressend leben, hier oder in der betreffenden anderen Gruppe einzuordnen hat. Da es sich aber fast durchweg um Arten handelt, die entweder als Eier, Larven, Puppen mit Stallmist, Kompost, Streu, Bachauskehr, Hasenstutzen usw. auf die Kulturen gebracht oder als Imagines von diesen Stoffen zur Eiablage auf das gedüngte Feld gelockt worden sind (Aphodien, Dipteren usw.), wird man sie füglich als Düngerinsekten anzusehen haben. Der erstere Fall ist der häufigere: in der überwiegenden Mehrzahl gelangen sie — besonders da, wo man die verschiedenen Düngemittel vorher zu kompostieren pflegt — passiv auf die Spargelfelder.

Die wichtigsten dieser (wenigstens im Larvenstadium coprophagen oder saprophagen) Insekten unserer Ausbeuten sind: die Hydrophiliden, die meisten Staphyliniden, Histeriden, Aphodien (einschließlich *Teuchestes fossor), Onthophagus fracticornis, Ceratophyus typhoeus* und *Trox scaber* (die beiden Arten wahrscheinlich durch die „Hasenstutzen" angezogen), Anthiciden, *Opatrum sabulosum* vielleicht, *Crypticus quisquilius,* ferner die überwiegende Mehrzahl der von uns gefangenen Dipteren, vor allem Bibioniden, Ceratopogoniden, *Eristalis tenax, Syritta pipiens,* Scatophagiden, Sepsiden, Helomyziden, Lauxaniiden, Borboriden, Musciden, Sarcophaginen.

Auch verschiedene der Feuchtigkeit oder dem Wasser besonders angepaßte Arten können nur mit Flußschlamm, Bachauskehr u. dgl.,

[1]) Freilich gibt es auch noch biozönotische Beziehungen höheren Grades, die — ich nenne nur die Möglichkeit von Zwischenwirten für Parasiten der Großschädlinge — eine gewisse praktische Bedeutung gewinnen könnten.

also ebenfalls auf dem Wege der Düngung, auf die Felder gelangt sein, wie (wahrscheinlich) die *Acupalpus*-Arten und *Grypidius equiseti,* von dem Reitter angibt: „an den Ufern fließender und stehender Gewässer".

Auf den merkwürdigen Fund von zwei frisch geschlüpften *Bupalus piniarius*-♀♀, der die Verwendungsreihe Waldbodendecke — Stalleinstreu — nicht kompostierter Stalldünger bestätigt, sei besonders hingewiesen. Vielleicht sind auf diese Weise, mit morschen Holzteilen oder Moos, auch Entwicklungsstadien von *Mordella bisignata, Byrrhus fasciatus, Rhopalopus femoratus, Phymatodes testaceus* und *Hylotrupes bajulus* auf die Felder geraten und haben hier die Käfer ergeben.

F. Raubinsekten und Parasiten.

Als Räuber kommen in erster Linie (mit wenigen Ausnahmen) die reichlich vertretenen Carabiden und Cicindeliden in Betracht, daneben die schon erwähnten Silphidenlarven. Ihr Angriff wird freilich vor allem den überall vorhandenen Düngerinsekten gelten. Auf dem Fang von *Crioceris*-Larven dagegen ließ sich *Coccinella septempunctata* wiederholt ertappen. Wo die Spargelkäfer in größeren Mengen auftreten und Nachkommenschaft erzeugen, stellt sich meist auch dieser gierige Feind ein. Trotzdem er — ebenso wie *Crioceris 12punctata* — rote, schwarzgetupfte Flügeldecken besitzt, leuchten die Coccinellen überall am Spargelkraut durch ihr viel lebhafteres Rot deutlich heraus. *Coccinella (Adalia) bipunctata* ist im allgemeinen in geringerer Zahl vorhanden, doch läßt ihr Aufenthaltsort mit Sicherheit annehmen, daß auch sie sich an der Vertilgung der jungen *Crioceris*-Larven beteiligt. Die in allen Entwicklungsstadien insektivoren *Malachius*-Arten sind zu selten, als daß ihre Tätigkeit ins Gewicht fiele. Den auffallenden kleinen Käfer *Notoxus monoceros* fand ich nicht nur wiederholt auf dem freien Feld, sondern auch einmal in einem Spargelstengel im Fraßgang der Spargelfliegenmade, daneben einen feinhäutigen, aufgerissenen Kokon und die Reste einer *Platyparea*-Larve (Abb. 2).

Unter den Dipteren kommen vor allem die Asiliden *(Pamponerus germanicus* und *Dysmachus trigonus)* als Vertilger von *Phyllopertha horticola* in Betracht. Die Rhagioniden und ihre Larven nehmen kleinere Insekten über und in der Erde an.

Über die räuberische bezw. raubparasitische Tätigkeit der gefundenen Sphegiden fehlen uns direkte Beobachtungen.

Chrysopa vulgaris fand sich wie in so vielen anderen Biotopen vereinzelt auch hier.

Größer ist die Bedeutung der Heteropteren, von denen immer mehr Arten als Insektenvertilger (Blutsauger) erkannt werden. Wir trafen zahlreiche Arten in allen Entwicklungsstadien auf den Feldern an. Das bereits von den Larven verlassene Gelege einer nicht näher zu bestimmenden Pentatomide an der Triebspitze einer Spargelpflanze gibt

Abb. 3 wieder. Unter den von uns erbeuteten Wanzen sind (nach brieflicher Mitteilung von Herrn Dr. Singer-Aschaffenburg) als insektivor nachgewiesen: *Pinthaeus sanquinipes, Arma custos, Aphanus vulgaris, Nabis ferus, Deraeocoris ruber.*

* * *

Die parasitischen Hymenopteren, die wir auf den Spargelfeldern erbeuteten, sind in der Hauptsache Schmarotzer der Eulenraupen; vor allem ist dies bei der häufigsten Art, *Banchus falcatorius,* der Fall.

Dagegen ist die Chalcidide *Tetrastichus atrocoeruleus,* welche in Mengen die von den Spargelkäfern befallenen Pflanzen umfliegt, ein ausgesprochener Eiparasit von *Crioceris.* Sie läßt sich an sonnigen Mittagen leicht bei der Legetätigkeit an den auffallenden Eiern von *Crioceris asparagi* beobachten.

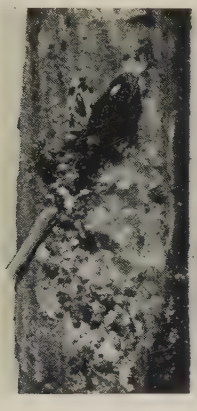


Abb. 2. *Notoxus monoceros* L. im Fraßgang einer *Platyparea*-Larve. Summ. 64. Phot. Dr. Klein.

Abb. 3. Bereits verlassenes Gelege einer Wanze an einem Spargeltrieb. Summ. 64. Phot. Dr. Klein.

In einem Fall (W 25. Juni 1930) fand ich im *Platyparea*-Larvengang einer zweijährigen Pflanze eine gelbliche, etwa 5 mm lange Braconidenlarve. Neben ihr lag eine tote, ausgezehrte *Platyparea*-Larve; in einem benachbarten Gang eine zweite, ebenfalls tot und schwarz (Melaninbildung zur Parasitenabwehr?). Vielleicht handelte es sich in dem Schmarotzer um die von Giard erwähnte *Dacnusa* (vgl. S. 308). Weitere Braconiden zogen wir aus unserm Runkelrübenmaterial, deren häufigste Art, *Apanteles lineola,* mit großer Wahrscheinlichkeit als Parasit von *Eumerus strigatus* anzusprechen ist.

Bei den parasitischen Dipteren (Tachinen) unserer Ausbeuten war keine Beziehung zu einem uns hier unmittelbar interessierenden Wirtstier festzustellen.

* * *

Hier seien auch die ektoparasitischen Milben erwähnt. Im Jahr 1932 fiel mir vom 15. Juni an ein anfangs spärlicher, bis gegen Ende der Flugzeit stark zunehmender Befall der Spargelfliegen mit teils kleineren weißen oder rötlichen, teils größeren lebhaft korallenroten Milbenlarven auf. Herrn Dr. Grafen von Vitzthum in Berlin

verdanke ich die briefliche Mitteilung, daß es sich um Trombidienlarven handelte, die heute den Namen *Enomothrombium demejeri* (Oudemans 1908) führen und die außerdem an *Oscinella frit, Oscinis pusilla* und *Anthomyza gracilis* parasitieren. Auffallend ist an meinem Material, daß die kleinsten Larven weißlich und die größten rot sind, während es sonst umgekehrt zu sein pflegt: mit der Größenzunahme verblaßt das ursprüngliche Scharlachrot zu einem hellen Orangerot. Die Zucht bis zu den Adulti ist bei diesen Formen noch nicht geglückt.

Die Ansatzstelle der Tiere am Körper der Spargelfliege ist vor allem die Rückenseite des 1. Abdominalsegmentes. Die kleineren (weißlichen) Individuen finden sich auch weiter hinten auf der Dorsal- und Ventralseite des Abdomens. Gelegentlich sitzt eines der großen (roten) Tiere auf dem Metanotum; einmal fand ich ein solches seitlich am 4. Abdominalsegment. An einem ♀ zählte ich 9 Larven in verschiedener Größe (und entsprechend verschiedener Färbung).

Die von den Trombidien befallenen Fliegen zeigen deutliche Erschlaffung. Sie sind viel weniger scheu und lassen sich daher viel leichter fangen als gesunde Fliegen. Ob die Vermilbung die Fortpflanzungstätigkeit der Fliegen, insbesondere die Eiablage bis zu einem praktisch wirksamen Grad beeinträchtigt, bleibt schon aus dem Grunde fraglich, weil der Befall und das durch ihn bedingte Schlaffwerden erst gegen Ende der Flugzeit in Erscheinung tritt.

Anhang I: Spinnen.

Jeder Biotop, unter dessen Faktoren die Insekten einen größeren Raum einnehmen (und das ist bei dem Artenreichtum und den Anpassungsverhältnissen dieser Klasse die Regel), weist auch einen mehr oder minder umfangreichen Bestand an Spinnen auf. Die von uns auf Spargelkulturen gefangenen Arten sind in der Liste auf S. 304 zusammengestellt. Es handelt sich um 13 verschiedene Spezies. Die Zahl hätte sich bei systematischem Fang sicher wesentlich erhöhen lassen; das Erbeuten der bei Störungen äußerst flüchtigen Tiere hat erhebliche Schwierigkeiten, zumal wenn es gleichzeitig mit der entomologischen Sammeltätigkeit „nebenbei" betrieben werden soll. Wir können hier also noch mehr als bei anderen Gruppen nur von Zufallsausbeuten sprechen, die aber immerhin ein Bild von der zeitlichen Verteilung der Arten sowie auch von ihrer relativen Häufigkeit geben.

Abgesehen von einigen Lycosiden, die sich bereits von Ende April an, noch vor dem Erscheinen der ersten Spargeltriebe, auf den Feldern herumtreiben und wohl den direkt oder indirekt vom Dünger angelockten Dipteren und Coleopteren (Aphodien, kleine Carabiden usw.) nachstellen, erscheint das Gros der Spinnen erst in der zweiten Junihälfte und im Juli, wenn ihnen für ihre Nestbauten das Laub auch der älteren Spargelpflanzen zur Verfügung steht. Weitaus die häufigste Art ist hier die Theridiide *Theridion impressum,* deren dicht gesponnenes, glocken- oder chalottenförmiges Nest auf manchen Feldern fast an

jeder Pflanze — aber nur selten in Mehrzahl an einer Pflanze — angetroffen wird. Auf Abb. 4 ist ein solches — verhältnismäßig kleines — Nest in natürlicher Größe wiedergegeben. Auch die bevorzugte Stelle an der Pflanze, nämlich die Achsel zwischen ziemlich dünnen Zweigen, zeigt das Bild in charakteristischer Weise.

Jedes dieser Nester enthält die weibliche Spinne, die meist erst nach sehr kräftiger Störung das Nest verläßt und sodann, mit dem kugeligen Eierkokon belastet, äußerst schnell flüchtet. Ohne Schwierigkeit läßt sie sich aber, da sie das schützende Nest nicht ohne weiteres preisgibt, mit der Pinzette aus diesem herausnehmen.

Abb. 4. Nest der Spinne *Theridion impressum* L. K. an Spargel. 1 : 1. — Zeiß Perka.

Das Material des Nestes besteht nur zum kleineren Teil aus dem zähen, klebrigen Gespinst, in der Hauptsache aus Fremdkörpern tierischer oder pflanzlicher Herkunft, welche durch die zähen Fäden festgehalten und zusammengehalten werden. Die pflanzlichen Bestandteile sind fast ausschließlich Blütenknospen, Blüten und verschieden große Früchte (Beeren) des Spargels; die tierischen dagegen die Leichen der von der Spinne gefangenen und ausgesogenen Insekten. Eine Untersuchung dieser Bestandteile gibt also unmittelbaren Aufschluß über die Ernährungsweise des Theridions. Erschwert wird die Analyse durch die Zähigkeit und Klebrigkeit des Gespinstes, die die Insektenkörper meist nur in kleinen Fragmenten isolieren läßt. Durch Auflösen der Fäden in Kupferoxydammoniak wird dieser Nachteil zwar behoben, andererseits nehmen aber die Chitinkörper in dem Lösungsmittel eine so einheitliche dunkle Färbung an, daß dadurch die Determination fast

noch mehr behindert wird. Ein Teil der von der Spinne angegriffenen und dann als Nestmaterial verwendeten Insekten gehört jedoch großen Arten an, die auf den ersten Blick — ohne Isolierung — zu erkennen sind.

Die generelle Analyse von 4 Nestern ergab:

Nest A: 7 Spargelbeeren,
2 Spargelblüten,
17 Insekten.
Nest B: 56 Blütenknospen,
4 noch ganz kleine Beeren,
c. 13 Insekten.
Nest C: c. 13 Blütenknospen,
1 kleine Spargelfrucht,
6 Blütenstiele,
c. 34 Insekten.
Nest D: 12 Blütenknospen,
1 weißes Haar (Kaninchen?),
12 Insekten.

Aus einer größeren Ausbeute (Ba_3 27. Juni 1930, untersucht 9. Juli 1930) versuchte ich von 10 Nestern des *Theridion impressum* den gesamten Inhalt an Insekten festzustellen. Diese 10 Nester enthielten — abgesehen von einem nicht mehr analysierbaren Rest — folgende Insekten:

4 Dipteren groß (1 Asilide, 2 Tachinen, 1 *Tipula*),
10 Dipteren mittel (darunter hauptsächlich *Thereva annulata*),
23 Dipteren klein,
7 Heteropteren mittel (hauptsächlich *Lygus pratensis*),
6 Heteropteren klein,
5 Aphiden,
2 Cicaden,
3 Psylliden,
3 *Apis mellifica* (Arbeiterinnen),
2 andere Apiden,
5 größere Ichneumoniden,
11 kleine Schlupfwespen,
3 Ameisen (*Tetramorium caespitum*),
1 Sphegide,
4 *Aphodius* (verschiedene Arten),
16 kleine Staphyliniden,
1 *Coccinella septempunctata*,
1 *Crioceris 12punctata*,
1 frische Puppe von *Crioceris 12punctata* (diese von mir aus dem Nest genommene Puppe ergab am 14. Juli 1930 den Käfer!),
1 *Haltica nemorum*,
1 Chrysomelide Gen.? sp.?,
1 *Cassida nebulosa*,
3 *Chrysopa vulgaris*.

Das sind im ganzen 114 Individuen; unter Hinzurechnung der oben erwähnten c. 76 Insekten aus 4 analysierten Nestern (und ohne Berücksichtigung der unbestimmbaren Reste) ergibt sich eine durchschnittliche Mindestzahl von c. 190 : 14 = c. 13,6 Beutetieren in einem Nest.

Ordnen wir diese Beutetiere nach ihrer wirtschaftlichen Bedeutung, so finden wir, daß es sich bei einem großen Teil von ihnen, besonders bei den größeren Tieren (Asilide, Tachinen, 5 Apiden, 16 Ichneumonen, 1 Sphegide, *Coccinella, 3 Chrysopa*) um ausgesprochene Nützlinge, bei der überwiegenden Masse der kleineren Individuen (wie Dipteren, Ameisen, 4 Aphodien und 16 Staphylinen) um völlig indifferente Arten handelt. Ganz gering aber ist die Zahl der Schädlinge; von den Großschädlingen des Spargels war überhaupt nur 1 Käfer von *Crioceris 12punctata* vertreten — und daneben eine Puppe, die sich sogar noch weiterzüchten ließ! Vermutlich handelt es sich hier nicht einmal um einen Fang des Theridions, sondern um eine *Crioceris*-Larve, die zufällig an das klebrige Gespinst geraten sein mag und hier eine Art Notverpuppung vollzog. Der Fang der scheuen *Platyparea* scheint der Spinne nur in ganz seltenen Ausnahmefällen zu glücken; ein einziges Mal (Heidesheim 17. Juni 1932) beobachtete ich eine Spinne, die eben daran war, eine Spargelfliege einzuspinnen.

Diese Befunde, mit denen eine große Zahl weiterer, hier nicht näher behandelter Beobachtungen an über 100 Nestern übereinstimmt, zeigen deutlich, daß die häufigste Spinne des Spargelfeldes als Insektenvertilger durchaus nicht „nützlich", sondern eher „schädlich" wirkt.

Erwähnen möchte ich noch, daß sich unter den Opfern des Theridions auch Insektenarten befanden, die wir in den Spargelkulturen nicht direkt erbeuteten, wie *Haltica nemorum* und einige Psylliden.

Anhang II: Weichtiere.

Die Mollusken sind für die Spargelzucht so gut wie bedeutungslos, da schon die physikalischen Bedingungen dieser Nutzpflanzenkultur ihren Lebensbedürfnissen widersprechen. Nur gelegentlich traf ich auf den Heidesheimer Spargelfeldern (an von Obstbäumen beschatteten Stellen) die Weinbergschnecke, *Helix pomatia* L. (juv. und adult.), an, daneben *Zebrina detrita* Mühler (juv. und adult.) und *Candidula candidula* Kobelt.

Reichlich ist der Sand der rheinhessischen Spargelkulturen mit den Fragmenten fossiler Conchilien durchsetzt, die sämtlich (als bezeichnende Leitfossilien) dem Oberoligozaen des Mainzer Beckens angehören und wahrscheinlich von den Hängen in das Kulturland gerollt oder geschwemmt worden sind. Es ließen sich darunter folgende Arten feststellen: *Cyrena convexa* Desh., *Cerithium margaritaceum* Brocchi und *Cerithium plicatum* Brug.

Die Bestimmung der Arten verdanke ich Herrn Dr. S. Löweneck-München.

Anhang III: Wirbeltiere.

Unter den höheren Tieren wird eine Anzahl insektivorer Arten wiederum durch die Entomofauna auf das Spargelfeld gelockt, während

andere die Kulturpflanze selbst angreifen und dadurch zum Teil sogar (Kaninchen!) den beträchtlicheren Spargelschädlingen zuzurechnen sind.

Die niederen Vertebraten können durchweg als „nützlich“ (Insektenfresser), jedenfalls als „nicht schädlich“ gelten. An Amphibien fand ich auf den Heidesheimer Spargelfeldern:

Grasfrosch (*Rana temporaria* L.),
Laubfrosch (*Hyla arborea* L.) und
gemeine Kröte (*Bufo vulgaris* Laur.).

Zumeist werden hier die Frösche in den einjährigen Kulturen angetroffen (Grubenpflanzung!), wo sie in die Pflanzgruben geraten sind und an deren steilen Wänden nicht mehr hochkommen. In diesem Umstand liegt ein Nachteil der Grubenpflanzung gegenüber derjenigen in durchlaufenden Gräben. Der Spargelbauer, der seine Kultur abschreitet, sollte jedenfalls die in die Gruben geratenen Frösche und Kröten, wenn sie hier auch eine Zeitlang genügende Insektennahrung finden mögen, daraus befreien; zweckmäßig wird er sie dabei so weit von dem einjährigen Feld entfernen, daß sie nicht sogleich wieder in eine der unbeabsichtigten Fallen geraten.

Von Reptilien haben wir die Zauneidechse, *Lacerta agilis* L., gelegentlich auf den Kulturen angetroffen.

Mehr noch als andere Tiergruppen sind die Vögel, die man in den Spargelfeldern beobachtet, als Zufallsgäste anzusprechen. In vielen Fällen lassen sie den Beobachter nicht so nahe heran, daß die Art mit Sicherheit festzustellen wäre. Fast ausnahmslos dürften sich die Singvögel zum Zweck des Insektenfraßes in den Kulturen aufhalten. Bei dieser Tätigkeit traf ich an: Grasmücken, Bachstelzen (Mz 17. Mai 1932), Finken. Ein Wort ist noch zu sagen über die Bedeutung des Sperlings.

Dicht an der Friedhofmauer von Heidesheim liegt ein im Jahre 1932 zweijähriges Feld, das mir durch seinen musterhaften Zustand, insbesondere durch die geradschäftigen, von Insektenschäden völlig freien Pflanzen auffiel. Auf Erkundigung erfuhr ich (und zwar war das die übereinstimmende Ansicht verschiedener ortsansässiger Spargelzüchter), daß die Unversehrtheit dieses Feldes auf die Spatzen zurückzuführen sei, welche hier — im Gegensatz zu den weiter von der Stadt entfernt liegenden Feldern — jeden Morgen einfielen und die Pflanzen von Insekten säuberten. Die Angelegenheit erschien mir wichtig, so daß ich einige Spatzen abschießen ließ, um Magenanalysen vorzunehmen. Am 26. Mai 1932 erhielt ich einen ganz jungen, am 4. Juni 1932 zwei erwachsene Vögel (♂ und ♀), die sämtlich der Art Feldsperling (*Passer montanus* L.) angehörten.

Die Magenanalysen ergaben einen zum größten Teil aus pflanzlichen, zum kleineren Teil aus tierischen Bestandteilen zusammengesetzten Inhalt.

Die Pflanzenteile waren fast durchwegs Samen, und zwar hauptsächlich
eine lange, spindelförmige Art, weiß, teilweise mit bräunlicher Hülle, im Durchschnitt etwas über 1 mm lang (92 Stück in einem Magen),
eine kreisrunde, flache, grobgekörnte Art, gelb mit braunem Rand, Durchmesser etwas über 1 mm (55 Stück in einem Magen),
ein größerer, kugeliger, schwarzer Samen (2 Stück in einem Magen).

Da das Feld keine Nebenkulturen und kaum Unkräuter aufwies, müssen die Vögel diesen Teil ihrer Nahrung an anderer Stelle geholt haben.

An Resten von Insekten konnte ich in den drei Tieren feststellen:

Vogel A (juv., erlegt und untersucht 26. Mai 1932):

1 *Aphodius inquinatus*,
1 kleine Carabide,
mehrere Insekten, undefinierbar.

Vogel B (♂ adult., erlegt 4. Juni 1932, untersucht 6. Juni 1932):

2 *Aphodius fimetarius*,
1 *Aphodius inquinatus*,
1 *Hister*,
4 *Haltica nemorum*,
3 andere Halticinen,
1 *Cassida nebulosa*,
1 andere kleine Chrysomelide,
mehrere andere Käfer (klein bis mittelgroß),
Insekteneier,
1 mittelgroße Spinne,
unbestimmbare Reste.

Vogel C (♀ adult., erlegt 4. Juni 1932, untersucht 6. Juni 1932):

1 *Aphodius*,
1 *Cantharis*,
2 *Crioceris asparagi*,
1 *Haltica* schwarz,
2 *Cassida nebulosa*,
1 *Polydrosus*,
mindestens 4 andere Kurzrüßler,
2—3 andere Käfer,
unbestimmbare Reste.

Die Analysen zeigen eine nicht allzu beträchtliche, aber — z. B. beim Einfall eines größeren Schwarmes — vielleicht doch praktisch wirksame Insektenvertilgung. Von den eigentlichen Spargelfeinden ist nur *Crioceris asparagi* in einem Magen mit 2 Individuen vertreten. Die Spargelfliege, auf deren Ausschaltung die Geradwüchsigkeit der Pflanzen vor allem zurückzuführen ist, ließ sich nicht nachweisen; auch kleinste Reste von ihr wären mir bei der Untersuchung nicht entgangen. Es ist möglich, daß eine Ausdehnung der Analysen auf eine größere Individuenzahl auch einen gewissen Prozentsatz an Fliegen ergeben hätte; andererseits ist es aber sehr wohl denkbar, daß die Spargelfliege aus irgendeinem Grunde von den Vögeln überhaupt gemieden wird. Jedenfalls geben die Untersuchungen keinen positiven Anhalt für die Annahme, der gute Zustand jenes Feldes sei ausschließlich oder in erster Linie der Tätigkeit der Sperlinge zu danken.

Die Säugetiere endlich weisen einige beachtliche Schädiger der Spargelkulturen auf, die sämtlich den Nagetieren angehören. Von fleischfressenden Säugetieren fand ich wiederholt in den Feldern den Maulwurf oder Spuren seiner Tätigkeit, die auch — durch Zerstörung

Abb. 5. Eingang zu einem Kaninchenbau auf einem Wüstfeld. — Leica.

der Wurzeln — insbesondere den einjährigen Anlagen schädlich werden kann. Freilich hält sich dieser Insektenfresser mehr in hartem (stehendem) Boden, der für das Gedeihen des Spargels ebenfalls nicht zuträglich ist. Wo Felder auf solch hartem Boden angelegt sind, ist es vielfach schwer zu entscheiden, ob Aufwurfstellen von schiebenden Spargeltrieben oder von der Wühlarbeit des Maulwurfs herrühren.

Auf einem zweijährigen Feld bei Heidesheim fand ich am 26. Mai 1932 Dachsspuren. Der mich begleitende Landwirt drückte seine Genugtuung über den Fund aus, da der Dachs als besonders eifriger Mäusevertilger geschätzt wird.

Über die unterirdische Zerstörungsarbeit der Mäuse wird auch von den Spargelbauern viel geklagt. Es dürfte sich dabei hauptsächlich um die zu den Wühlmäusen gehörende gemeine Feldmaus (*Arvicola arvalis* Pall.), gelegentlich auch um die große Wühlmaus (*Arvicola amphibius* L.) handeln.

Der größte tierische Schädiger der hessischen Spargelkulturen neben den Insekten ist das Kaninchen; ähnlich wirkt gelegentlich auch der gemeine Hase.

Das Kaninchen legt seine Baue natürlich vor allem da an, wo es durch Bodenkultivierung wenig gestört wird. So fanden wir auf einigen, auf Abb. 5 und 6 wiedergegebenen Wüstfeldern bei Groß-Gerau eine große Zahl von Kaninchenröhren. Abb. 5 zeigt den Eingang zu einer Röhre, Abb. 6 mindestens 6 Eingänge auf kleinem Raum, ein Beweis, wie ungestört die Kaninchen hier hausen und sich vermehren.

Der durch das Anlegen der Baue entstehende Schaden kommt, wie gesagt, im gepflegten Kulturland kaum in Betracht. Um so empfindlicher aber macht sich die Vorliebe des Kaninchens für die aufgeschossenen, jüngeren und älteren Spargeltriebe bemerkbar. Auch hier sind wieder die stechreifen Spargel minder gefährdet, da sie (wenigstens im hessischen Gebiet) noch vor dem Durchstoßen der Bodendecke geerntet werden. Läßt man die Pfeifen aber, wie das aus anderen Gründen und an anderen Orten gelegentlich empfohlen wird, „blauköpfig“ werden, also vor dem Stechen etwas aus dem Boden ragen, so muß man mit großen Verlusten durch Kaninchen rechnen, die die saftigen Triebspitzen mit besonderer Vorliebe abnagen. In kaninchen-

Abb. 6. Wüstfeld mit einem Netz von Kaninchenbauen durchsetzt. Das Bild läßt allein sechs Eingänge erkennen. — Leica.

reichen Gegenden wird man also auch aus diesem Grunde an der Ernte „weißköpfiger“ Spargel festhalten.

Gleichwohl entgeht die Kultur damit noch nicht der Schadwirkung des Kaninchens, da es die auswachsenden (erst ein- und zweijährigen,

nach Beendigung der Ernte auch mehrjährigen) Triebe ebenfalls mit Vorliebe an- oder abnagt. Streckenweise können dadurch selbst ältere Anlagen wie abgemäht erscheinen; das Ausfallen der Assimilationstätigkeit wird dann für die Stöcke verhängnisvoll. Besonders sind auf diese Weise die dünnstämmigen einjährigen Pflanzen gefährdet, deren Schäfte glatt durchbissen werden. Zumal auch aus diesem Grund ist die „Grubenpflanzung" der „Grabenpflanzung" vorzuziehen.

Als Bekämpfungsmaßnahme gegen das Kaninchen kommt, abgesehen von Abschuß, Frettieren und Fallenstellen, vor allem das Ausräuchern oder Vergasen der Baue in Betracht. Schwefeldioxyd, Schwefelkohlenstoff, Azethylen waren die früher hauptsächlich verwendeten Vergasungsmittel. Heute stehen dafür verschiedene Räucherapparate zur Verfügung (wie der „Hora-Apparat" der Deutschen Gesellschaft für Schädlingsbekämpfung, Frankfurt a. M., der „Flurschutzapparat" der Bayrischen Landesanstalt für Pflanzenbau und Pflanzenschutz, München, der Räucherapparat „Probat" der Maschinenfabrik Gebr. Holder, Metzingen), die auf dem Prinzip beruhen, daß eine aufstellbare Röhre mit einer in Brand gesetzten Gaspatrone beschickt und mit dem Mundstück auf ein Eingangsloch des Baues aufgesetzt wird.

An eine Vorbeugung durch unmittelbaren Schutz der Pflanzen wäre vor allem dort zu denken, wo sich neben dem Kaninchen auch der Hase unangenehm bemerkbar macht. Da ein mechanischer Schutz der Einzelpflanze im großen nicht durchführbar ist (wovon an anderer Stelle zu reden sein wird), bleibt etwa die „Verwitterung" der Feldränder durch übelriechende Substanzen — Asa foetida, Carbolineum, Saprol, Rohkresol u. a. — zu erwägen. Diesbezügliche Versuche wurden von uns nicht angestellt. Es ist mir auch nicht bekannt, ob sie — in bezug auf Spargelkulturen — von anderer Seite unternommen worden sind.

Zusammenfassung.

Der deutsche Spargelbau hat nicht nur unter Pflanzenkrankheiten pilzlicher Herkunft, sondern auch unter tierischen Schädlingen zu leiden. Großschädlinge aus der Klasse der Insekten sind die Spargelfliege *(Platyparea poeciloptera* Schrank) und die beiden Spargelkäfer *(Crioceris asparagi* L. und *Crioceris duodecimpunctata* L.).

Auch außer den Großschädlingen weist das Spargelfeld eine reichhaltige Tierwelt auf. Wir haben auf hessischen Spargelkulturen allein über 400 Tierarten, darunter 378 Insektenarten festgestellt. Die Mehrzahl von ihnen ist wirtschaftlich belanglos, ein Teil gelegentlich den Kulturen schädlich. Die Spinnen des Spargelfeldes sind dem Wirtschaftszweck eher abträglich als nützlich. Parasiten der Schädlinge sind vorhanden, haben aber keine wirtschaftlich fühlbare Bedeutung. Das gleiche gilt von den insektenfressenden Vögeln. Ein örtlich empfindlicher Schädling kann das Kaninchen werden.

Die Fauna der Spargelkulturen zeigt in verschiedenen Gegenden und Ländern auch eine beträchtlich verschiedene Zusammensetzung, wie die Angaben aus der vorhandenen Literatur beweisen.

Biologisch lassen sich die tierischen Bewohner des Spargelfeldes einteilen in a) spezifische Schädlinge des Spargels, b) polyphage Mitbesucher, c) Zufallsgäste, d) Insekten der Nebenkulturen, e) Dünger-, Kompost- und Aasinsekten, f) Zoophage: Raubinsekten und Parasiten. Teilweise besteht zwischen Vertretern dieser Gruppen eine beachtenswerte Wechselwirkung.

Literatur.

1. Baer, W., Die Tachinen als Schmarotzer der schädlichen Insekten, ihre Lebensweise, wirtschaftliche Bedeutung und systematische Kennzeichnung. — Zeitschr. f. ang. Ent. Bd. VI und VII. Berlin 1920/21.
2. Chittenden, F. H., Insects that affect asparagus. — U. S. Dept. of agriculture, Div. of Ent. Bull. 10. Washington 1898.
3. Dingler, M., Zur Biologie und Bekämpfung der tierischen Spargelschädlinge. — Anz. f. Schädlingsk. VII. Jg., Heft 4. Berlin 1931.
4. Flachs, K., Krankheiten und Parasiten der Zierpflanzen. Ein Bestimmungs- u. Nachschlagebuch f. Biologen, Pflanzenärzte, Gärtner u. Gartenfreunde. — Stuttgart 1931.
5. Giard, A., Sur l'Agromyza simplex H. Loew parasite de l'asperge (Dipt.). — Bull. soc. ent. de France. Paris 1904.
6. Grandi, G., Hypopta caestrum Hbn. — Boll. lab. ent. Bologna III. Bologna 1930.
7. Howard, L. O., The Harlequin cabbage bug on asparagus. — U. S. Dept. of agr., Div. of Ent. Bull. 7. Washington 1897.
8. Jones, H. A., und Robbins, W. W., The asparagus industry in California. — Bull. Calif. agr. exp. stat. Nr. 446. Berkeley (Cal.) 1928.
9. Kondo, T., und Miyahara, H., Über Hypopta sibirica Alph. (japanisch). — Oyo-Dobuts.-Zasshi II. Tokyo 1930.
10. Lesne, P., La mouche de l'asperge (mit Bibliographie 1776—1909). — Ann. du serv. des Epiphyties. Paris 1913.
11. Lindinger, L., Die Schildläuse (Coccidae) Europas, Nordafrikas und Vorderasiens, einschließlich der Azoren, der Kanaren und Madeiras. — Stuttgart 1912.
12. Morris, H. M., Report of the Entomologist for 1928. — Rep. Dept. agr. Cyprus 1928. Nicosia 1929.
13. Reitter, E., Fauna Germanica. Die Käfer des Deutschen Reiches. — Stuttgart 1912.
14. Roß, H., und Hedicke, H., Die Pflanzengallen (Cecidien) Mittel- und Nordeuropas. — Jena 1927.
15. Sajo, K., Die Spargelkäfer. — Prometheus XIII. Jg. Berlin 1902.
16. Sanderson, E. D., A destroyer of asparagus beetles (Prionidus cristatus). — American Gardening 1899.
17. Schmidt, M., Ein Massenvorkommen von Agrotis praecox L. in einer Spargelanlage. — Zeitschr. f. wiss. Insektenbiol. 1/2. Berlin 1928.
18. Sorauer, P., Handbuch der Pflanzenkrankheiten. V. Bd.: Die tierischen Feinde, 2. Teil, von L. Reh. 4. Aufl. Berlin 1932.
19. Wymore, F. H., The garden centipede, Scutigerella immaculata (Newport), a pest of economic importance in the West. Journ. of econ. ent. Bd. 17. 1924.

Erklärung zu Abbildung 1.

Die wichtigsten (häufigsten) Insekten des Spargelfeldes:

1. Apis mellifica L. (Hym.) Honigbiene, Arbeiterin. 2. Cicindela hybrida L. (Col.) Sandlaufkäfer. 3. Pamponerus germanicus L. (Dipt.) 4. Brachylacon murinus L. (Col.) Schnellkäfer. 5. Banchus falcatorius F. (Hym.) Schlupfwespe. 6. Aphodius fimetarius L. (Col.) Dungkäfer. 7. Syromastes marginatus L. (Rhynch.) Randwanze. 8. Amara spreta Dej. (Col.) Schnellaufkäfer. 9. Platyparea poeciloptera Schrk. (Dipt.) Spargelfliege. 10. Harpalus tardus Pz. (Col.) Träger Laufkäfer. 11. Eristalis tenax (Dipt.) Schlammfliege. 12. Crypticus quisquilius L. (Col.). 13. Cassida nebulosa L. (Col.) Schildkäfer. 14. Crioceris duodecimpunctata L. (Col.) Zwölfpunktkäfer. 15. Crioceris asparagi L. (Col.) Spargelhähnchen. 16. Coccinella septempunctata L. (Col.) Marienkäferchen. 17. Cephus pygmaeus L. (Hym.) Getreidehalmblattwespe. 18. Philopedon plagiatus Schall. (Col.). 19. Trox scaber L. (Col.). 20. Melolontha vulgaris L. (Col.) Maikäfer. 21. Opatrum sabulosum L. (Col.). 22. Hister fimetarius Hrbst. (Col.). 23. Xantholinus punctulatus Payk. (Col.). 24. Agrotis pronuba L. (Lep.) Hausmutter. 25. Mamestra oleracea L. (Lep.) Kohleule. 26. Bibio hortulanus L. (Dipt.) Gartenhaarmücke. 27. Tetrastichus atrocoeruleus Nees (Hym.) Zehrwespe. 28. Melanagromyza simplex Loew (Dipt.) Kleine Spargelfliege. 29. Sphaerophoria scripta L. (Dipt.). 30. Sarcophaga vicina Villen (Dipt.) Fleischfliege. 31. Phyllopertha horticola L. (Col.) Gartenlaubkäfer. 32. Aphodius inquinatus F. (Col.) Dungkäfer. 33. Euscelis lineolatus Br. (Rhynch.). 34. Eurydema oleraceum L. (Rhynch.) Kohlwanze. 35. Rhagio scolopacea L. (Dipt.) Schnepfenfliege. 36. Tabuda anilis F. (Dipt.) Stilettfliege. 37. Eupteryx quadropunctata Goeze (Rhynch.). 38. Gryllotalpa vulgaris L. (Orth.) Maulwurfsgrille. 39. Helea bipunctata L. (Dipt.). 40. Adelphocoris lineolatus Goeze (Rhynch.). 41. Nabis ferus L. (Rhynch.). 42. Chromoderus fasciatus Müll. (Col.). 43. Lygus pratensis L. (Rhynch.) Wiesenwanze. 44. Bombus lapidarius L. (Hym.) Steinhummel. 45. Melanostoma mellinum L. (Dipt.). 46. Calythea pratincola Pz. (Dipt.). 47. Eumerus strigatus Fall. (Dipt.) 48. Bombus terrestris L. (Hym.) Erdhummel.

Referate.

Einzelreferate.

Sorauer, Handbuch der Pflanzenkrankheiten. I. Bd.: Die nichtparasitären und Virus-Krankheiten. Zweiter Teil. Sechste, neubearbeitete Auflage. Mit 147 Textabbildungen. 561 Seiten. Preis geb. RM 44,—.

Der in 6. Auflage erschienene I. Band des Sorauer ist vollständig und grundsätzlich neubearbeitet worden, und zwar dergestalt, daß die nichtparasitären Pflanzenkrankheiten entsprechend der Entwicklung der wissenschaftlichen Forschung nicht mehr wie bisher als Einzelerscheinungen, sondern im Rahmen der Disziplinen betrachtet werden, in die sie sich einordnen. Zu diesem Zweck ist auch dieser Band zum erstenmal unter einer Anzahl von Spezialisten aufgeteilt worden, die die ihrem Gebiet angehörenden Krankheiten im Rahmen ihres Gesamtgebietes zur Darstellung gebracht haben.

Wie in dem ganzen Werk, so ist auch in dem neuen I. Band wieder weitgehend die Weltliteratur berücksichtigt worden. Der durch die Neubearbeitung notwendig gewordene größere Umfang hat dazu geführt, daß zum erstenmal auch dieser Band in zwei Teilen erscheint Der erste gelangte im Oktober 1933 zur Ausgabe. In dem jetzt erschienenen zweiten Teil sind zum erstenmal die Viruskrankheiten ausführlich behandelt. Dieser zweite Teil enthält außerdem das Gesamtregister zum ersten Bande, so daß er mit diesem ein geschlossenes Ganzes bildet und daher auch nicht einzeln abgegeben werden kann. Der neue Band reiht sich würdig an die vorher erschienenen ein, um ein Standardwerk erstehen zu lassen, wie es auf dem Gebiet der Pflanzenkrankheiten auf der ganzen Welt kein ähnliches gibt. K. E.

Escherich, K., Die Kieferneule. Vierfarbentafel im Format 70:100 cm, Serie VI, Tafel 3 der „Schädlingstafeln der Deutschen Gesellschaft für angewandte Entomologie". Berlin, Verlag Paul Parey. Preis der Tafel unaufgezogen RM 5,40, aufgezogen auf Leinwand mit Holzstäben RM 8,80. Dazu als Merkblatt: Die Kieferneule (*Panolis flammea* Schiff.) und ihre Bekämpfung, von Privatdozent Dr. W. Zwölfer, München. 10 Seiten mit Abbildungen RM 0,50. Partiepreise: 100 Stück RM 20,—, 300 Stück RM 50,—.

Was alle Tafeln aus der Reihe der Schädlingstafeln der deutschen Gesellschaft für angewandte Entomologie auszeichnet, kann man auch von dieser neuen Tafel, die einen der schlimmsten forstlichen Schädlinge darstellt, rühmend hervorheben: Die Abbildungen verbinden absolute Naturwahrheit und saubere Darstellung mit künstlerisch befriedigender Anordnung, so daß Wissenschaft und Kunst bei der Beurteilung dieser Tafel wie auch der früher erschienenen in

gleicher Weise zu einem günstigen Urteil kommen kann. Die Tafel zeigt den männlichen und den weiblichen Falter und die typische Sitzstellung des Schmetterlings, daneben die typische Eiablage sowie die verschiedenen Stadien des Raupenlebens (Eiraupe, Drei- und Vierhäuterraupe), die Puppe, die kennzeichnenden Kotballen und die 3 verschiedenen charakteristischen Fraßbilder des Schädlings, den Lochfraß der Eiraupe an einem Maitrieb, einen kahlgefressenen und abgestorbenen Maitrieb und endlich einen starken Fraß an Maitrieb und Altnadeln. Einen breiten Raum der Darstellung nehmen die Abbildungen ein, die den natürlichen Feinden dieses Nachtschmetterlings gewidmet sind, so der Raupenfliege *Ernestia rudis* Fall. und ihrer Tönnchenpuppe und den Schlupfwespen *Ichneumon pachymerus* Htg. und *Exochilum circumflexum* L., die als Raupen- und Puppenparasiten wirken und die Raupenparasiten *Enicospilus ramidulus* L. und *Banchus femoralis* Thoms., jeweils mit ihren typischen Kokons. Schließlich ist auch noch das im Gegensatz zum gesunden Ei charakteristisch veränderte Ei des Schmetterlings, das von dem Eiparasiten *Trichogramma evanescens* Westr. verlassen ist, abgebildet. So rollt die ganze Entwicklungsgeschichte des Schädlings, nebst seinen Schadenbildern und Parasiten vor unseren Augen auf dieser Tafel ab.

Zwölfers Merkblatt über „Die Kieferneule" ergänzt die bildliche Darstellung in sehr glücklicher Weise. In eingehender, doch nicht zu breiter Form finden wir hier die Lebensweise des Schädlings, seine Massenvermehrung und den durch ihn verursachten Schaden, seine natürlichen Feinde und schließlich die Maßnahmen der Bekämpfung und Vorbeugung zusammengefaßt.

Bei den großen Schäden, welche die Kieferneule gerade in den letzten Jahren in weiten Teilen der Wälder unserer Heimat gestiftet hat, wird diese Tafel und das dazugehörige Merkblatt das größte Interesse finden. Die weiteste Verbreitung ist beiden Neuerscheinungen zu wünschen. Sie gehören in jedes Forstamt, das mit Kiefernwirtschaft zu tun hat.

H. W. Frickhinger, Planegg Obb.

Termites and termite control. Herausgegeben von Charles A. Kofoid (unter Beteiligung zahlreicher Mitarbeiter). XXII und 734 Seiten und 182 Abbildungen. Berkeley University of California Press. 1934. Preis Dollar 5,—.

Nicht weniger als 35 Autoren haben zusammen gearbeitet, um das vorliegende Werk zu schaffen, in dem in 4 Teilen die Anatomie, Biologie, Ökologie und wirtschaftliche Bedeutung, ferner die verschiedenen Bekämpfungsmittel, Vorbeugung, gesetzliche Maßnahmen usw. behandelt werden. Wenn die Ausführung sich auch vornehmlich auf die Arten der U. S. A. und deren angrenzende Länder und Kolonien beziehen, so wird das Buch doch jedem, der überhaupt wirtschaftlich mit Termiten zu tun hat, ein ausgezeichneter Führer sein. K. E.

Eckstein, K., Die Schmetterlinge Deutschlands. 5. Bd.: Die Kleinschmetterlinge Deutschlands. Mit 32 Farbendrucktafeln. Stuttgart, Deutscher Naturkundeverein 1934. Preis geb. RM 10,—.

Mit dem 5. Band ist das bekannte Ecksteinsche Schmetterlingsbuch zum Abschluß gebracht. Es werden darin alle (1842) deutschen Arten in kürzester Zusammenfassung behandelt: Die Beschreibung der Arten bezieht sich hauptsächlich auf Zeichnung der Vorderflügel; außerdem ist überall die Biologie mit wenigen Worten berücksichtigt und endlich sind viele Arten (ca. 360)) farbig abgebildet, so daß es trotz der Kürze der Darstellung möglich gemacht ist, sich in dem großen und interessanten Reich der Kleinschmetterlinge zurechtzufinden. Besonders begrüßenswert ist es, daß in einem längeren besonderen Abschnitt die wirtschaftliche Bedeutung vieler Arten hinsichtlich ihrer Lebensweise ausführlicher behandelt, die Art der Schädigungen auf einer Reihe bunter Tafeln an-

schaulich dargestellt und dadurch auch dem Laien vor Augen geführt wird, welch große Rolle die im allgemeinen so wenig beachteten Kleinschmetterlinge in unserem Wirtschaftsleben spielen.

Der vorliegende Band wird zweifellos dazu beitragen, das Interesse an den trotz ihrer Kleinheit oft so wunderbar gefärbten Tieren und ihrer vielfach so interessanten Lebensweise zu heben. K. E.

Lentz, Otto, und **Gassner, Ludwig,** Schädlingsbekämpfung mit hochgiftigen Stoffen. Heft 1: Blausäure. Heft 2: Äthylenoxyd (T-Gas).

Die beiden Hefte kommen einem sehr dringenden Bedürfnis entgegen, indem sie in Form von Frage und Antwort eine Anleitung für den Unterricht und die Prüfung in der Anwendung von Blausäure und T-Gas geben und außerdem eine Zusammenstellung aller zurzeit in Deutschland geltenden Erlasse und Verordnungen über die Schädlingsbekämpfung mit den beiden Stoffen bringen. Die beiden Hefte, deren Autoren größte Erfahrung in der Schädlingsbekämpfung mit hochgiftigen Stoffen besitzen, sind unentbehrlich für jeden, der mit Blausäure und T-Gas — sei es als Unterrichtender, sei es als Ausführender — zu tun hat. K. E.

Zweigelt, Fritz, Der kranke Obstgarten. Ein Bestimmungsschlüssel. Wien, Verlag der Zeitschrift „Obst" 1934. Preis RM 3,—.

Es ist hier der Versuch gemacht, einen Bestimmungsschlüssel über alle wirtschaftlich in Betracht kommenden Krankheitserscheinungen im Obstgarten, mögen sie physiologische Ursachen haben, oder von tierischen oder pilzlichen Schädlingen hervorgerufen sein, zu schaffen, und zwar für den Gebrauch des Praktikers, bei dem er „außer einem geschulten Auge einer aus Liebe zum Obstgarten gewordenen und ständig gepflegten Beobachtungsgabe nichts voraussetzen darf". Diese überaus schwierige Aufgabe konnte nur von einem so erfahrenen Pflanzenpathologen wie Zweigelt mit Aussicht auf Erfolg in Angriff genommen werden. Zweigelt hat die Aufgabe glänzend gelöst; der Bestimmungsschlüssel wird seine Mission, den Pflanzenschutz im Obstbau in den Kreisen der Obstzüchter möglichst allgemein zu verbreiten, sicher erfüllen. K. E.

Wasmann, E., Die Ameisen, die Termiten und ihre Gäste. Vergleichende Bilder aus dem Seelenleben von Mensch und Tier. Mit einem Nachruf von H. Schmitz. Mit 125 Illustrationen und 9 Kunstbeilagen. Gr. Lex. VIII und 146 Seiten. Regensburg, Verlag vorm. G. J. Manz, 1934. Preis geb. RM 5,—.

Das vorliegende Werk ist das letzte, was der große Ameisenforscher Wasmann geschrieben hat, bevor er ins Grab sank, — eine ausgereifte Frucht seiner fast 50jährigen Tätigkeit. Wasmann gibt uns hier eine ausgezeichnete und bei aller Wissenschaftlichkeit überaus leicht (beinahe wie ein Roman) zu lesende zusammenfassende Darstellung des Ameisen- und Termitenlebens in allen seinen, den Biologen und jeden Naturfreund und heute auch den Politiker besonders interessierenden Einzelheiten. Wenn man das Werk durchliest, muß es bei jedem immer wieder neues Staunen erregen über die Gesetze und Vorgänge, die in den verschiedenen Ameisen- und Termitenstaaten herrschen und die teilweise denen des Menschenstaates, wenigstens ihrer äußeren Erscheinung nach, ähneln und zum Vergleich geradezu herausfordern. Man muß sich dabei aber auch immer wieder wundern, wie es möglich ist, daß ein Großteil der Zoologen an den Erscheinungen des Ameisen- und Termitenlebens so gleichgültig und achtlos vorübergehen konnten wie es bisher geschah. Hoffentlich trägt das Wasmannsche Buch dazu bei, unsere heutigen Jünger der biologischen Wissenschaft

mehr als bisher auf das umfangreiche, unerschöpfliche Gebiet der Ameisen- und Termitenbiologie hinzulenken. Es lassen sich hier noch unendlich viele und ungeahnt interessante Schätze heben, die für alle Richtungen der Biologie, wie Psychologie, Sinnesphysiologie, Vererbungslehre, Soziologie usw. verwertet werden können.

Beim Lesen des Buches wird jedem wieder klar, welch großen Anteil Wasmann an der Erschließung der wissenschaftlichen Ameisen- und Termitenkunde hat; es wird daher auch allgemein sehr begrüßt werden, daß dem Buch ein Lebensabriß des Verfassers beigegeben ist, dessen Studien in ihren Wirkungen ja weit über sein Spezialforschungsgebiet hinaus in das Reich allgemeiner biologischer und weltanschaulicher Fragen hinübergreifen.

Das Wasmannsche Buch, das sehr reich und vornehm (ganz auf Kunstdruckpapier) ausgestattet ist, verdient die weiteste Verbreitung in allen gebildeten Kreisen. K. E.

Band XXI, Heft 3.

Originalaufsätze.

Die Temperaturabhängigkeit der Entwicklung der Nonne (Lymantria monacha L.) und ihre bevölkerungswissenschaftliche Auswertung.

Von

W. Zwölfer, München.

(Aus dem Institut für angewandte Zoologie.)

(Mit 15 Diagrammen und 3 Karten.)

Inhalt.

Seite

Vorbemerkungen 333
I. Zur Methode 335
II. Präimaginale Entwicklung und Lebensdauer der Falter 340
III. Die Totalentwicklung 357
IV. Nahrungsqualität und Entwicklungsdauer 363
V. Mortalität und Entwicklungsdauer 364
VI. Folgerungen aus den dargelegten Ergebnissen 366
a) Zur Phänologie der Entwicklungsstufen 368
b) „Nonnen-Temperaturindex" und Verbreitungsgebiet 371
c) „Nonnen-Temperaturindex" und Massenwechsel 379
Zusammenfassung 381

* * *

Vorbemerkungen.

Die im folgenden mitgeteilten Ergebnisse fußen auf experimentellen Untersuchungn, die in den Jahren 1931 und 1932 durchgeführt worden sind. Ein Teil der damaligen Resultate — und zwar jener, der den Einfluß hygrothermischer Bedingungen auf die Überlebensfähigkeit der Nonne und auf ihr Vermehrungspotential betraf, ist bereits früher veröffentlicht worden.[1]) Demgegenüber behandelt der vorliegende Bericht die Auswertung entsprechender Experimente im Hinblick auf die Entwicklungsdauer der Nonne in ihren einzelnen Stufen.[2]) Darüber hinaus wird in ihm der Versuch einer Verwertung auch dieser experimentell-

[1]) Zwölfer (76).

[2]) Neben einem Teil der früheren, sind hier noch weitere Versuchsreihen ausgewertet.

ökologischen Daten für die Bevölkerungslehre der Nonne unternommen, insbesondere für die Ermittlung des Verbreitungsgebietes dieser Art.

In letzterer Hinsicht erwies sich gerade die Nonne als außerordentlich dankbares Objekt: Bei ihrer eminenten wirtschaftlichen Bedeutung liegen verhältnismäßig zahlreiche Beobachtungen — zum mindesten für Europa — über ihr Auftreten vor, die kürzlich von Wilke (42) in einer sorgfältigen Arbeit zusammengetragen wurden. Auf Grund derselben kommt er wenigstens für Europa zu einer gut fundierten Grenze des Nonnenverbreitungsgebietes. So bietet seine Schrift vorzügliche Unterlagen zur Nachprüfung, inwieweit die auf das Temperaturexperiment gegründete Bestimmung der thermischen Verbreitungsgrenzen eines poikilothermen Organismus mit seiner tatsächlich beobachteten übereinstimmt.

Es sei hier vorweggenommen, daß dieser Vergleich durchaus befriedigende Ergebnisse zeigte: Die nach dem neuen Verfahren berechneten Grenzen decken sich gut mit den an Hand von Freilandbeobachtungen festgestellten. So hatte denn auch der weitere Versuch Berechtigung, für das asiatische Verbreitungsgebiet der Nonne, über das bisher nur spärliche Einzelbeobachtungen vorliegen, die Grenzen nach dem neuen Verfahren zu ermitteln. Es ist damit im Prinzip die Möglichkeit geboten, auch für manche andere Arten mit wenig oder unbekanntem Verbreitungsareal dieses auf Grund entsprechender experimenteller Untersuchungen zu ermitteln — zum mindestens insoweit, als seine Grenzen durch thermische Einflüsse bestimmt sind. Daß in diesem Zusammenhang noch andere lebenswichtige Umweltfaktoren — und zwar sowohl biotischer (Nahrung) als auch chthonischer Art — eine wesentliche Rolle spielen, dürfte das Grundsätzliche des Verfahrens kaum beeinträchtigen. Was es für die Praxis der angewandten Entomologie unter Umständen bedeuten kann, liegt auf der Hand und bedarf keiner weiteren Erörterung.

Noch in weiterer Hinsicht erwies sich die konsequente Auswertung der Versuchsergebnisse als wertvoll: Es zeigte sich, daß die aus der Temperatur-Entwicklungsdauer-Relation abgeleiteten „artspezifischen Konstanten“ [1]) zum Massenwechsel der Nonne in Beziehung gesetzt werden können und für die Zukunft neue prognostische Hilfsmittel zu geben versprechen. —

In der älteren einschlägigen Literatur finden sich vereinzelt Beobachtungen mehr allgemeiner Art über die Entwicklungsdauer der Nonne unter verschiedenen Temperaturen. Sie sind in diesem Zusammenhang von untergeordneter Bedeutung. Eine systematische Bearbeitung des Themas hat neuerdings Janisch (14) versucht. Sie erschien nach Abschluß meiner Versuchsreihen (1933), etwa gleichzeitig mit dem I. Teil der vorliegenden Untersuchung. Da Janischs Arbeit den Gegenstand keineswegs erschöpft und unter grundsätzlich anderen Gesichts-

[1]) Der Ausdruck wurde in Anführungszeichen gesetzt, um darzulegen, daß es sich hier nicht um Konstanten im Sinne der Physik oder Chemie handelt, was bei der großen individuellen Variationsbreite biologischer „Reaktionen“ sich eigentlich von selbst versteht, aber doch vielfach übersehen wird.

punkten durchgeführt wurde, ist durch sie die vorliegende Darstellung, die auf einem umfangreichen Material aufbaut, nicht überholt. Ihre Veröffentlichung scheint um so wünschenswerter, als die Schlußfolgerungen des Genannten an Hand seiner Experimente etwas schwach fundiert sind. Seine Daten sind überdies sowohl für die Praxis als auch für die Bevölkerungswissenschaft der Nonne wenig brauchbar, da sie jeweils nur ein Extrem der individuellen Variationsbreite berücksichtigen. So geben sie vom Durchschnittsverhalten der Nonnenpopulationen keine richtige Vorstellung. Selbst für rein physiologische Zwecke bleibt ihr Wert problematisch, da die Beurteilung ihres Genauigkeitsgrades, mangels jeglicher Mitteilung über die Zahl der Versuchstiere im Einzelexperiment, nicht möglich ist.

I. Zur Methode.

Über Herkunft und Vorbehandlung des Materials sowie die Technik der Versuchsanordnung ist bereits im I. Teil der Arbeit alles Wesentliche mitgeteilt. Um indes Mißverständnissen vorzubeugen, sei hier kurz nochmals auf folgende Punkte verwiesen:

1. Nahrung: Die Fütterung der Raupe geschah durchweg mit Fichte, bei den ersten beiden Jugendstadien mit frischen Maitrieben, bei den älteren mit Maitrieben und alten Nadeln zugleich. Dies entspricht den natürlichen Lebensgewohnheiten der Nonne in Fichtenbeständen. Die strikte Einhaltung des Grundsatzes einheitlicher Nutzung im Experiment ist bei einer polyphagen Art unerläßlich, wenn vergleichbare Resultate über den Temperatureinfluß erzielt werden sollen. Nach den bei zahlreichen anderen polyphagen Arten bereits vorliegenden Erfahrungen über den Einfluß der Nahrungsqualität auf die Entwicklungsdauer [1]) — er konnte in einer besonderen Versuchsreihe auch für die Nonne wahrscheinlich gemacht werden — bedarf diese Forderung [2]) keiner weiteren Begründung. —

2. Temperatur: Wie schon früher erwähnt, geschah die Temperaturregelung mit Hilfe des „Münchener Brückenthermostaten". Da die Versuche in die Frühjahrs- und Sommermonate fielen, die Unterbringung des Apparates zudem in einem Nordzimmer lag, dessen Tagesschwankngen während dieser Zeit meist unter 2° C blieben, zeigten die entsprechenden Zellentemperaturen des Apparates für die überwiegende Mehrzahl aller Einzelversuche Schwankungen um ± 0,1 bis ± 0,5° C.

Lediglich gegen Ende des Sommers, als die meisten Versuchsreihen bereits abgeschlossen waren, trat infolge länger anhaltenden Wettersturzes eine größere Temperaturschwankung am Aufstellungsort des Apparates ein, die eine Temperaturabweichung in den Zellen von ± 1° C bewirkte. Sie wurde durch entsprechendes Umstellen der Schalen kompensiert, was keinerlei Schwierigkeiten bereitet, da der Arbeitsbereich und die Temperaturstaffelung des Apparates größte Bewegungsfreiheit gestattet. [3]) Janischs Kritik an der Brauchbarkeit des Münchener Brückenthermostaten (unter verstümmelter Zitierung einer meiner früheren Schriften) ist demnach hinfällig. Bei sachgemäßer Behandlung arbeitet

---

[1]) Bodenheimer (3) hat einige derselben zusammengestellt.

[2]) Die für einen Experimentalökologen selbstverständliche Konsequenz aus den vorliegenden Erfahrungen ist von Janisch nicht gezogen worden, da er seine Versuchstiere teils mit Haselpollen, teils mit Lärche, teils mit Fichtennadeln fütterte. (So unterliegen seine experimentellen Daten einer grundsätzlichen Fehlerquelle, deren Einfluß wesentlich größer sein kann als jener, wie er durch Temperaturschwankungen um Zehntelsgrade bedingt wird. Vgl. Abschnitt IV dieser Arbeit.)

[3]) Dies gilt besonders für das von mir benutzte Modell, das für 20 Halbzellen eingerichtet war. Auf lange Dauer hat es sich besser bewährt als das 16zellige.

er nach den nunmehr 4jährigen Erfahrungen des hiesigen Institutes durchaus befriedigend. —

3. Feuchtigkeit: Zur Feuchtigkeitsregelung dienten die verbesserten Hygrostatenschalen (Zwölfer [45], S. 510, Abb. 9c). Im Laufe der letzten Jahre fanden sie im hiesigen Institut in größtem Umfang Verwendung. Abgesehen von gewissen Sonderfällen, so beispielsweise bei Fütterung der Versuchstiere mit stark wasserhaltigen, insbesondere krautartigen Blättern,[1]) bewährten sie sich gut. Dem Verfahren ist inzwischen auch von anderer Seite — so von Janisch (15) — zugestimmt worden.

Eidmann (7), der Versuche über den Einfluß alternierender Temperaturen anstellte, lehnt hierfür die Hygrostaten ab. Beim Arbeiten mit wechselnden Temperaturen trat nach ihm Kondenswasserbildung ein, dem empfindliche Versuchstiere zum Opfer fallen können: Es scheint, daß der Genannte mit der Handhabung der Schalen nicht recht vertraut war, sonst hätte er, durch allmähliche Überführung der Schalen aus hohen in niedere Temperaturen — was auch den natürlichen Verhältnissen wesentlich näher kommt — die Kondenswasserbildung leicht vermeiden können. Voûtes eingehende Versuche mit wechselnden Temperaturen bei Benutzung von Hygrostatenschalen haben dies zur Genüge gezeigt. —

4. Auswertung der Versuchsergebnisse: Grundsätzlich haben im folgenden bei Auswertung der Versuchsergebnisse die arithmetischen Mittelwerte der Einzelbeobachtungen als Unterlage gedient, wie das bislang auch bei der Mehrzahl aller experimentell-ökologischen und bevölkerungswissenschaftlichen Arbeiten üblich war. Der Umstand, daß diese Mittelwerte sich meist ziemlich zwanglos in Freihandkurven einordnen lassen, beweist, daß dieser Weg durchaus gangbar ist.

Einige Autoren — so Janisch und Eidmann (7) — haben bei Auswertung ihrer Versuche sich einseitig auf das eine Extrem der individuellen Variationsbreite gestützt, und zwar auf jenes der kürzesten Entwicklungsdauer im Einzelversuch (des Häutungsbeginns im Einzelversuch). Dieser Weg ist zweifellos wesentlich einfacher als jener der Bestimmung von Mittelwert und Standardabweichung. Erspart er doch dem Versuchsansteller die mühsame und zeitraubende Arbeit des Auswertens sämtlicher Einzelbeobachtungen. Für gewisse rein physiologische Fragestellungen mag das Verfahren unter Umständen Berechtigung haben. Ob indessen solche Daten bevölkerungswissenschaftlich verwandt werden können, scheint mehr als problematisch. In diesem Zusammenhang handelt es sich stets um das Verhalten von Populationen und ihre genetisch bedingte „Reaktionsweise", nicht aber um ein solches extrem veranlagter Einzelindividuen. Der Praktiker vollends wird mit dem letzteren nichts anzufangen wissen, da er sowohl bei Stellung lang- und kurzfristiger Prognosen als auch beim Bestimmen des Termins bestimmter Kampfaktionen auf das durchschnittliche, das normale Verhalten der Art Rücksicht nehmen muß. Wie sich einzelne „Querköpfe" unter dem Riesenheer einer Schädlingspopulation benehmen, mit der er es zu tun hat, bleibt für ihn ziemlich belanglos.

Neben dem „Mittelwert" sind in der vorliegenden Bearbeitung noch Variationsbreite und Standardabweichung („Streuung", „Mittlerer Fehler") der Einzelbeobachtungen berücksichtigt. Mittelwert und Variationsbreite geben bekanntlich für sich allein keine brauchbaren Anhaltspunkte zur Beurteilung von Beobachtungsreihen experimenteller Daten. Erst ihre Auswertung nach der Methode der kleinsten Quadrate, die zur Ermittlung der Standardabweichung

---

[1]) Ungünstige Erfahrungen unter solchen Versuchsbedingungen sind laut brieflicher Mitteilung von Herrn Dr. Meyer auch in den Blunckschen Laboratorien in Kitzeberg gemacht worden. Für derartige Fälle wird sich wahrscheinlich eine brauchbare Feuchtigkeitsregelung nur bei Anwendung bewegter Luft erreichen lassen.

führt, gibt eine befriedigende Darstellung und läßt in Zweifelsfällen eine zuverlässige Nachprüfung der auf Grund der Mittelwerte gezogenen Schlüsse zu.

Über das Verfahren selbst und seine grundsätzliche Bedeutung vergleiche Pütter (27), Behrens (1), Charlier (5). Hier sei kurz erwähnt, daß die Standardabweichung $\pm \mu$ anzeigt, in welchen Bereich um den mittleren Wert 68,26 %, also rund $^2/_3$ aller Einzelbeobachtungen fallen. Sie gibt somit ein Bild ihrer Verteilungsform. Aus zwei Mittelwerten M_1 und M_2 und den zugehörigen Standardabweichungen μ_1 und μ_2 erhält man ferner durch Bildung des Quotienten $k = \frac{M_1 - M_2}{\sqrt{\mu_1^2 + \mu_2^2}}$ Aufschluß, ob ein grundsätzlicher Unterschied („signifikante Differenz") oder inwieweit Übereinstimmung zwischen den beiden Mittelwerten der beiden Reihen besteht. Ist nämlich $k \leqq 1{,}0$, so besteht gute Übereinstimmung. Für $k \begin{matrix} > 1{,}0 \\ < 2{,}0 \end{matrix}$ ist die Übereinstimmung befriedigend. Bei k-Werten, die zwischen 2,0 und 5,0 liegen, ist die grundsätzliche Übereinstimmung der Mittelwerte problematisch. Streng genommen gilt erst für $k = 5{,}0$, daß sicher eine signifikante Differenz beider Mittelwerte vorliegt. Für biologische Zwecke dürfte jedoch, wie Pütter näher auseinandersetzt, im allgemeinen schon ein k-Wert von 2,0 als Kennzeichen einer signifikanten Differenz anzusehen sein. Diese kurzen Erläuterungen seien der Darstellung vorangeschickt, da im speziellen Teil in Zweifelsfällen mehrfach auf den k-Wert und die „signifikante Differenz" zurückgekommen werden muß.

Der Grundsatz der Berücksichtigung von Standardabweichung ist übrigens in der einschlägigen angelsächsischen Literatur längst im Gebrauch. Bei uns ist wiederholt und von verschiedenen Seiten auf die Notwendigkeit seiner Anwendung hingewiesen worden.[1])

Die Bestimmung der Standardabweichung selbst geschah im übrigen nach dem abgekürzten Verfahren unter Benutzung des „durchschnittlichen Fehlers" $\vartheta = \frac{\Sigma \Delta X}{n}$ und der Beziehung $\mu = 1{,}25331\ \vartheta$. Der Weg führt zwar nur zu einem Nährungswert, dessen Genauigkeit für die vorliegenden Zwecke sich jedoch völlig ausreichend erweist.

Streng genommen ist diese Methode der Bestimmung der Standardabweichung nur bei „symmetrischer Verteilung" der Einzelbeobachtungen zulässig, d. h. wenn sie dem Verlauf der Gaußschen Fehlerkurve folgen. Wie bereits aus den Darstellungen von Kühn und Henke (18) für die Mehlmotte hervorgeht, trifft dieser Verteilungsmodus für die Variationsbreite der Entwicklungsdauer bei Insekten nicht genau zu. Auch für die Nonne ließ sich bei entsprechender Zusammenstellung der Einzeldaten eine gewisse Asymmetrie, mithin kein völliges Übereinstimmen mit der Gaußschen Funktion feststellen. Da indes diese Asymmetrie relativ klein blieb, dürfte der durch ihre Vernachlässigung entstandene Fehler bei der Berechnung der Standardabweichung gering sein. Die rechnerische Berücksichtigung der sogenannten „Schiefheit" hat übrigens nur Sinn, wenn — wie das Pütter ausführt — mindestens 1000 Einzelbeobachtungen einer Reihe vorliegen, was bei den hier geschilderten Versuchsergebnissen nirgends der Fall ist.

Darstellung der Ergebnisse: Aus Raummangel mußte auf die Wiedergabe umfangreicher Zahlentabellen sämtlicher einzelnen Versuchsreihen verzichtet werden. Lediglich, wo durch die Neuartigkeit des eingeschlagenen Weges eine Mitteilung von Zahlenmaterial zum Verständnis unerläßlich schien, wurde sie durchgeführt. Im übrigen haben sämtliche Einzeldaten in den Diagrammen, die die Versuchsergebnisse enthalten, Berücksichtigung gefunden. So ist in diesen neben den Mittelwerten der Entwicklungsdauer in den einzelnen Versuchen (Kreispunkte), jeweils auch die Variations-

[1]) So beispielsweise von Martini (21), Stellwaag (36), Schedl (29).

breite (punktierte Linie) und die Standardabweichung (ausgezogene Linie) verzeichnet. Die Zahlen (n) unter dem untersten Querstrich zeigen die Anzahl der Einzelbeobachtungen an, aus denen die zugehörigen Mittelwerte abgeleitet worden sind.

Soweit die Diagramme der Arbeit die Abhängigkeit der Entwicklung von der Temperatur behandeln, wurden sie jeweils in zwei Darstellungen gegeben. Die untere Abbildung (im karierten Feld) zeigt die empirischen Daten der Entwicklungsdauer auf nebst der sie zwanglos verknüpfenden Freihandkurve (dick ausgezogen). Die gestrichelte Kurve dieses Bildfeldes stellt die zugehörige Hyperbelfunktion dar. Die obere Darstellung (im linienfreien Bildfeld) bezieht sich auf die Entwicklungsgeschwindigkeit bei verschiedenen Temperaturen. Sie ist an Hand der Mittelwerte durch Bildung des Quotienten $\frac{1}{\text{Entwicklungsdauer}}$ berechnet und ebenfalls als Freihandkurve eingezeichnet. Diese ist demnach die Reziproke der Entwicklungsdauerfreihandkurve. Die gestrichelte Gerade des oberen Bildfeldes ist entsprechend die Reziproke der Hyperbelfunktion. Außerdem enthält das obere Bild jeweils noch die „Streuung" unter Berücksichtigung der Standardabweichung der mittleren Entwicklungsdauer.

Diese Doppeldarstellung der Daten als Entwicklungsdauer einerseits und Entwicklungsgeschwindigkeit andererseits hatte ihre guten Gründe: Daß die Entwicklungsdauerkurve auf dem Wege der graphischen Interpolation für die verschiedensten Temperaturen im untersuchten Bereich die zugehörigen Zeiten abzulesen gestattet, ist bekannt, und dieses Verfahren wird in der Regel auch zur näherungsweisen Bestimmung der Entwicklungsdauer bei variierenden Temperaturen benutzt. Also beispielsweise wenn es gilt, an Hand von Freilandtemperaturen eine ungefähre Voraussage für die Dauer eines bestimmten Stadiums zu treffen. Da, wo es für letztere Fälle auf Genauigkeit ankommt, also insbesondere auch im vergleichenden physiologischen Experiment über den Einfluß variierender Temperaturen, genügt jedoch dieses einfache Verfahren nicht. Shelfords Verdienst ist es, für solche Fälle eine Methode ausgearbeitet zu haben, die auf graphischem Wege gestattet, die für Bruchteile von Tagen wirksamen Temperaturen einzeln zu berücksichtigen. Näheres hierüber ist bei Shelford (32—34) oder Uvarov (37) nachzulesen. Will man, wie dies etwa Marcus (20) für die Kieferneule getan hat, einen Vergleich der Entwicklungsdauer bei variierenden Freilandtemperaturen mit den Werten durchführen, wie sie das Experiment liefert, so ist — worauf schon Shelford hingewiesen hat — ausschließlich der Weg über die Entwicklungsgeschwindigkeit gangbar, der erlaubt, die Freilandtemperaturen in zweistündigen Intervallen in Rechnung zu stellen. Mit mittleren Temperaturen kommen wir bei solchen Vergleichen, die auf Genauigkeit abzielen, nicht weiter. Dies ist von Marcus übersehen worden. So sind seine diesbezüglichen Folgerungen — er schließt auf eine beschleunigende Wirkung der Freilandtemperaturen von 25 % gegenüber „konstanten Temperaturen" — nicht ganz stichhaltig.

Hyperbel- oder Exponentialfunktion? Es ist nicht beabsichtigt, an dieser Stelle die alte Streitfrage noch einmal aufzurollen, ob der „Hyperbel" oder „exponentialen Funktionen" als Ausdruck der Temperatur-Entwicklungsdauer-Relation bei Poikilothermen der Vorzug gebührt.[1]) Zumal Voûte (38) gezeigt hat, daß weder die eine noch die andere die empirischen Daten exakt wiedergibt. Beiden kommt im Grunde nur die Bedeutung von Interpolationsformeln zu; beide haben also solche je nach dem verfolgten Ziel ihre Berechtigung.

Von der Hyperbel ist bekannt — und dies ließ sich auch entgegen Janischs Angaben (14) — für die Nonne bestätigen, daß sie innerhalb eines vitalen Temperaturbereichs die empirischen Daten befriedigend zusammenfaßt. Die exponentialen Funktionen geben demgegenüber unter gewissen Voraussetzungen der Versuchsanordnung[2]) auch die Verhältnisse bei Extremtemperaturen angenähert wieder. Während indes die exponentialen Funktionen — soweit ich das übersehe — nur ein Interpolationsverfahren zur rechnerischen Bestimmung der Entwicklungsdauer vorstellen, die ebenso gut, wenn nicht gar besser, auf graphischem Wege erfolgen kann, eröffnet die konsequente Auswertung der Hyperbelkonstanten eine Reihe weiterer Möglichkeiten und gerade hierin liegt ihre Bedeutung sowohl für die Praxis als auch für die Bevölkerungswissenschaft mancher Arten. Bodenheimers (3) Verdienst ist es, auf eine dieser Möglichkeiten — und mit der wichtigsten vielleicht — erstmals hingewiesen zu haben. Ich habe mich dazu an anderer Stelle zusammenfassend geäußert (Zwölfer [47]). Die vorliegende Arbeit ist eine Nutzanwendung der dort gegebenen Richtlinien.

Meinen grundsätzlichen Standpunkt in der Frage möchte ich folgendermaßen zusammenfassen: Da mathematische Formulierungen in der Biologie nur Wege und keine Ziele sind,[3]) ihnen also rein methodische Bedeutung zukommt, wird im Zweifelsfall jenem Verfahren der Vorzug zu geben sein, das die meisten Möglichkeiten der Auswertung empirischer Einzelergebnisse verspricht. Dies traf im vorliegenden Fall für die Hyperbelfunktion zu. So fand sie durchgehends Anwendung.

---

[1]) Von der umfangreichen Literatur hierüber sei an dieser Stelle nur auf Janisch (13) verwiesen.

[2]) Näheres bei Voûte (38).

[3]) Dies wird vielfach und namentlich von jenen übersehen (Horn [12]), die Gegner der mathematischen Methode bei Bearbeitung biologischer Probleme sind: In der Forschung hat jeder Weg Berechtigung, der zur Auffindung neuer Tatsachen und Zusammenhänge führt. Daß dies auch durch rechnerische Hilfsmittel möglich ist, kann niemand bestreiten, der die einschlägige Literatur kennt. Selbst für den Systematiker besitzen derartige Verfahren Bedeutung, wie dies kürzlich die schöne Arbeit Morgenthalers zeigte (23, S. 437 ff.), die mit Hilfe variationsstatistischer Methoden zur Auffindung bezw. einwandfreien Diagnostizierung neuer Milbenarten führte.

Bezüglich der Bestimmung der Hyperbelkonstanten, und zwar des $t\alpha$-Wertes (sogenannter „Entwicklungsnullpunkt" der älteren Literatur) wurde stets die erstmals von Shelford angegebene graphische Methode verwendet.[1]) Sie liefert brauchbarere Werte für $t\alpha$ als das rein rechnerische Verfahren und ist zudem wesentlich einfacher in der Handhabung als dieses.

II. Die präimaginale Entwicklungsdauer.

Der folgende Abschnitt behandelt zunächst die Temperaturabhängigkeit der einzelnen Entwicklungsstufen der Nonne, wie sie aus den Versuchen bei konstanten Temperaturen, Luftfeuchtigkeitsverhältnissen und einheitlicher Nahrung resultierten. Auf den besonderen Einfluß der Nahrungsqualität wird später zurückgekommen.

Das Verhalten der einzelnen Entwicklungsstufen ist in der Reihenfolge mitgeteilt, wie die Stadien im Laufe der Vegetationsperiode in freier Natur auftreten. Da die Überwinterung der Nonne im Eistadium mit fertig entwickeltem Embryo erfolgt, beginnt die Darstellung mit dem Verhalten des Eies während der Schlüpfperiode im Frühjahr.

Die Kontrolle der Einzelversuche fand einmal täglich, und zwar annähernd zu derselben Zeit statt. Mithin sind in den folgenden Zahlenangaben die „Einer" als genau, die erste Dezimalstelle als geschätzt anzusehen.

Schlüpfdauer des Eies: Die diesbezüglichen Versuche verteilen sich auf 3 Beobachtungsreihen, von denen die eine bei ca. 98—100 % relativer Luftfeuchtigkeit, die zweite bei 70—80 %, die letzte endlich bei 30—40 % relativer Luftfeuchtigkeit lief.

a) Schlüpfdauer bei feuchtigkeitsgesättigter Atmosphäre: Die Ergebnisse sind in Abb. 1 niedergelegt. Sie fußt auf der Auswertung von insgesamt 1015 Einzeldaten, die sich, wie in der Abbildung angegeben, auf die einzelnen Experimente verteilen. Die Freihandkurve (dick ausgezogen), die die Mittelwerte zwanglos verknüpft, besitzt ihr Minimum zwischen 22—23 ° C. Hier bei 22,1 ° C lag die kürzeste beobachtete Entwicklungsdauer mit $3{,}9 \pm 0{,}4$ Tagen. Unterhalb, ebenso oberhalb dieses Temperaturbereichs findet Verlängerung der Entwicklungsdauer statt. Bei 6,1 ° C gelangte die längste Schlüpfdauer mit $39{,}6 \pm 5{,}1$ Tagen zur Beobachtung. In der extremsten oberen Temperaturstufe, bei der ein Schlüpfen der Eier noch festgestellt werden konnte, nämlich bei 30,4 ° C, betrug sie $6{,}5 \pm 2{,}4$ Tage.

Bemerkenswert ist das Verhalten der Standardabweichung (ausgezogene Vertikallinien), d. h. jenes Bereichs der Einzelversuche, in dem rund $^2/_3$ aller Eiraupen schlüpften. Hier ergab sich der geringste Wert mit $\mu = \pm 0{,}4$ Tagen für den Temperaturbereich der kürzesten Entwicklungsdauer (22,1 ° C), während er sowohl für tiefe wie für hohe Temperaturen ständig größer wird. Die Verhältnisse sind aus Abb. 1

[1]) Näheres bei Shelford, ebenso bei Uvarov (37, S. 28).

deutlich zu entnehmen. Kürzeste Entwicklungsdauer und geringster Streuungsbereich fallen demnach zusammen. Dies ließ sich grundsätzlich auch bei allen anderen Entwicklungsstadien feststellen. In der Variationsbreite (punktierte Linien in Abb. 1) ist die Erscheinung ebenfalls angedeutet, doch kommt sie in ihr wesentlich unklarer zum Ausdruck.

Wird auf Grund der mittleren Werte der Entwicklungsdauer und ihrer Streuung die „Entwicklungsgeschwindigkeit" bei den einzelnen Temperaturen ermittelt, so führt dies zu dem im oberen Feld von Abb. 1 wiedergegebenen Kurvenbild, das die bekannte S-Form zeigt. Innerhalb des Bereichs zwischen etwa 7,5 ° und 22 ° C lassen sich die Mittelwerte verhältnismäßig gut durch eine Gerade (gestrichelt) zusammenfassen, die im vorliegenden Fall bekanntlich die Hyperbelreziproke vorstellt. Der Schnittpunkt mit der Temperaturachse liegt bei 4,9 ° C, welche Stufe den t_α-Wert der Entwicklung (sogenannten „Entwicklungsnullpunkt") vorstellt. Mit Hilfe dieses t_α-Wertes, sowie der Mittelwerte der Entwicklungsdauer läßt sich die Hyperbelfunktion für die Schlüpfdauer des Nonneneies bei 98—100 % relativer Luftfeuchtigkeit berechnen. [1])

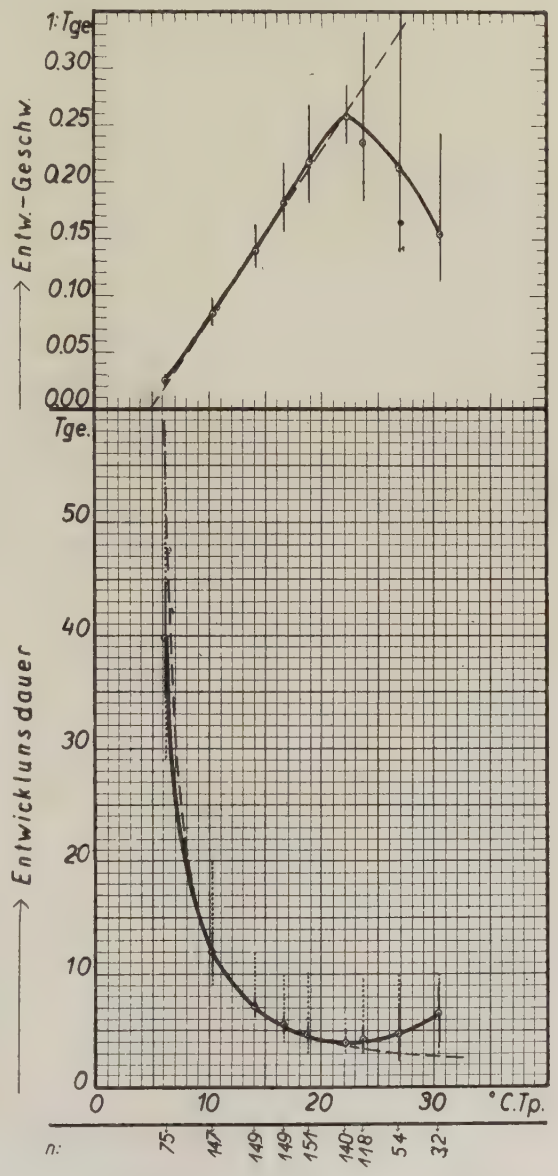


Abb. 1.
Schlüpfdauer und Schlüpfgeschwindigkeit des Eies bei 100 prozent. relativer Luftfeuchtigkeit und verschiedenen Temperaturen.

[1]) Bei dieser und den folgenden Bestimmungen blieben grundsätzlich jene Mittelwerte der Entwicklungsdauer unberücksichtigt, die außerhalb des Tempe-

Man erhält hierfür:

$$T \cdot (t - 4{,}9) = 65 \pm 1.$$

Die zugehörige Hyperbel ist (gestrichelt) im unteren Feld von Abb. 1 eingezeichnet. Wie schon aus dem Verlauf der Hyperbelreziproken zu entnehmen ist, läßt ihre Deckung mit den empirischen Mittelwerten innerhalb des Temperaturbereichs von 7,5 °—22 ° C nichts zu wünschen übrig. Außerhalb dieser Temperaturen verläuft sie im wesentlichen durch das Streuungsgebiet der empirischen Daten, das sie lediglich bei den beiden extremsten Beobachtungstemperaturen verläßt.

In freier Natur pflegt das Schlüpfen des Nonneneies in eine Periode zu fallen, deren mittlere Temperaturen in typischen Nonnengebieten zwischen ca. 8—16 ° C schwanken. So erscheint die Verwendung der Hyperbelfunktion — wenn man nicht der graphischen Interpolation den Vorzug geben will — für Überschlagsrechnungen in der Praxis durchaus brauchbar. Da, wo es auf besondere Genauigkeit der Bestimmung ankommt, also insbesondere beim vergleichenden Studium des Einflusses von Wechseltemperaturen kann unter Benutzung der Shelfordschen Methode das Kurvenbild des oberen Feldes in Abb. 1 als Grundlage dienen.

Das Verhalten der Schlüpfdauer des Nonneneies bei feuchtigkeitsgesättigter Atmosphäre wurde im Vorstehenden eingehender berücksichtigt, da es bei der versteckten Lage der Eiplätze in mehr oder weniger feuchten, bemoosten Rindenritzen den Verhältnissen in freier Natur am nächsten kommen dürfte.

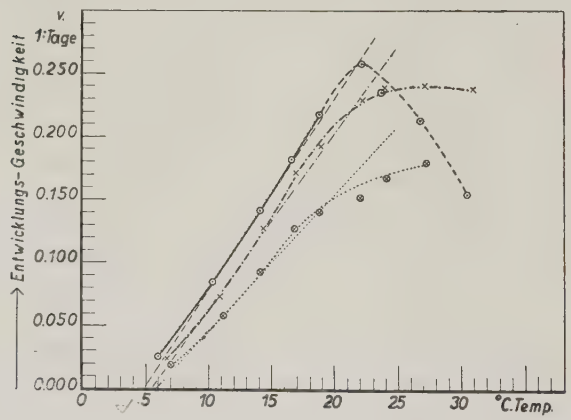


Abb. 2. Schlüpfgeschwindigkeit des Eies bei 100prozent. relativer Luftfeuchtigkeit (— — —), 70—80prozent. relativer Luftfeuchtigkeit (— · — · —) und 30—40prozent. relativer Luftfeuchtigkeit (. . . . . .).

b) Schlüpfdauer des Eies bei anderen Luftfeuchtigkeitsgraden: Die Versuchsreihe über die Schlüpfdauer bei 70 bis 80 % relativer Luftfeuchtigkeit umfaßt 1239 Einzeldaten, die sich auf insgesamt 9 Temperaturstufen verteilen; jene bei 30—40 % relativer Luftfeuchtigkeit 466 Einzelbeobachtun-

raturbereichs liegen, in denen brauchbare Deckung zwischen der Hyperbelreziproken und den Entwicklungsgeschwindigkeitsdaten bestehen. Im obigen Beispiel also alle empirischen Daten oberhalb 22,1 ° C und unterhalb 7,5 ° C. Dieser Verzicht versteht sich eigentlich von selbst, wenn man sich daran erinnert, daß die Hyperbel im allgemeinen nur innerhalb einer „vitalen Temperatur" als brauchbarer Ausdruck der empirischen Daten gilt, — ein Umstand, der von einzelnen Autoren immer wieder übersehen wird.

gen. Abb. 2 gibt die Mittelwerte der festgestellten Entwicklungsgeschwindigkeit der beiden Versuchsreihen wieder und enthält zu Vergleichszwecken auch jene bei feuchtigkeitsgesättigter Atmosphäre. Sie gibt ferner die entsprechenden Freihandkurven sowie die Auswertung der Daten unter Zugrundelegung der Hyperbelreziproken an.

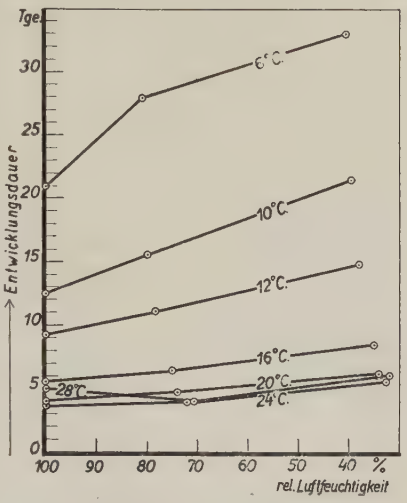


Abb. 3. Schlüpfdauer des Eies bei verschiedener Luftfeuchtigkeit und verschiedener Temperatur.

Der Abbildung ist deutlich zu entnehmen, daß die Entwicklungsgeschwindigkeit bei 98—100 % relativer Luftfeuchtigkeit (— — — —) im weitaus größten Teil des Temperaturbereichs der Versuche den höchsten Wert besitzt. Es folgt die Geschwindigkeitskurve bei 70 bis 80 % relativer Luftfeuchtigkeit (— · — · —). Die geringsten Werte der Entwicklungsgeschwindigkeit endlich sind bei 30—40 % relativer Luftfeuchtigkeit (· · · ·) festzustellen. Mit anderen Worten: unter vergleichbaren Temperaturverhältnissen erfolgt das Schlüpfen des Nonneneies bei feuchtigkeitsgesättigter Atmosphäre am raschesten und verlangsamt sich ständig mit sinkender relativer Luftfeuchtigkeit. Abb. 3 läßt diese Zusammenhänge klar erkennen. Sie zeigt zugleich, daß bei niederen Temperaturen (ca. 6—12 ° C) die beschleunigende Wirkung höherer Luftfeuchtigkeit auf die Schlüpfdauer verhältnismäßig groß ist. Bei höheren Temperaturen (20—28 ° C) verwischen sich diese Verhältnisse.

Auch die Werte für t_α, ebenso jene für die Thermalkonstante erleiden dadurch — wenn man die Verhältnisse unter dem Gesichtspunkt der Hyperbelfunktion betrachtet — Änderungen: Gilt für gesättigte Luftfeuchtigkeit die Relation:

$$T \,.\, (t - 4{,}9) = 65 \pm 1,$$

so erhält man bei

70—80 % relativer Luftfeuchtigkeit die Beziehung:

$$T \,.\, (t - 5{,}4) = 72 \pm 4 \text{ und bei}$$

30—40 % relativer Luftfeuchtigkeit die Beziehung:

$$T \,.\, (t - 5{,}9) = 90 \pm 3.$$

Empirische Daten, Freihandkurve und Hyperbelverlauf sind für alle 3 Beobachtungsreihen in Abb. 15 vergleichend zusammengestellt. Aus ihr geht hervor, daß für die niedrigeren Luftfeuchtigkeitsgrade Hyperbel und empirische Daten sich nicht ganz im selben Temperaturbereich wie bei gesättigter Luftfeuchtigkeit decken.

In diesem Zusammenhang sei an die Versuche von Sacharov, Payne und Robinson erinnert. Besonders jene des Letztgenannten

haben deutlich gezeigt, daß der Übergang aus dem latenten Überwinterungszustand in das aktive Stadium bei Insekten mit tiefgehenden Änderungen des Wasserhaushaltes im Organismus verknüpft ist. Der Übergang geht Hand in Hand mit einer Zunahme seines Wassergehaltes, genauer gesagt des Anteils an „freiem" nicht gefrierbarem und nicht kolloidal gebundenem Wasser (nach Robinsons Theorie). Im Latenzzustand der Überwinterungsperiode zeigen die Arten im Zusammenhang mit der Kälteresistenz geringsten Wassergehalt. In diesem Sinne dürften auch die obigen Beobachtungen am Nonnenei zu deuten sein: Der Umstand, daß das Schlüpfen in feuchtigkeitsgesättigter Atmosphäre am raschesten vor sich geht, während dieser Vorgang bei niederen Luftfeuchtigkeitsgraden zunehmend verzögert wird, legt die Vermutung nahe, daß das Nonnenei in diesem Zustand befähigt ist Wasser unmittelbar aus der Atmosphäre auf hygroskopischem Wege aufzunehmen, um den erforderlichen Ausgleich seines Wasserhaushaltes zu erreichen. Zutreffendenfalls wäre mit einer Gewichtszunahme der Eier in dieser Periode zu rechnen. Versuche in dieser Hinsicht lieferten, da die Zeit bereits zu weit vorgerückt war, leider keine einwandfreien Resultate. Künftige Untersuchungen werden dies nachzuholen haben.

c) Beeinflussung der Schlüpfdauer durch die Vorbehandlung des Eies: Außer der Luftfeuchtigkeit können noch — wie sich im Laufe der Versuche zeigte — unter gewissen Voraussetzungen niedere Temperaturen von 0—4° C beschleunigenden Einfluß auf die Schlüpfdauer haben. Leider ist eine systematische Klärung dieser Frage nicht mehr möglich gewesen. In großen Zügen hat sich ergeben, daß das Schlüpfen der Eier im vitalen Temperaturbereich um so rascher erfolgt, je länger die Expositionszeit mit niederen Temperaturen vor Versuchsbeginn währte. Die Unterschiede können recht beträchtliche sein. In einzelnen Fällen ließ sich die Schlüpfdauer um fast die Hälfte verkürzen.

Im Prinzip ist diese Erscheinung schon bekannt: Parker (24) hat sie für überwinterte Heuschreckeneier systematisch studiert, bei denen er durch entsprechend lange Einwirkung niederer Temperaturen von 0° ihre spätere Schlüpfdauer bei hohen Temperaturen auf fast $^1/_5$ verkürzen konnte.

Unter diesen Umständen besitzen die Zahlenangaben der oben mitgeteilten Versuche über die Schlüpfdauer des Nonneneies nur relative und keine absolute Bedeutung. Da die Vorbehandlung des Materials jedoch weitgehend den Verhältnissen in freier Natur angepaßt (Überwinterung bei 4° C) und der Beginn der Versuchszeit so gewählt war, daß er mit den Witterungsverhältnissen im Freien korrespondierte, dürften die Daten für praktische Zwecke näherungsweise Gültigkeit besitzen. —

Entwicklungsdauer der Larvenstadien und der Puppen: Der nachfolgenden Zusammenfassung über die Temperatur-Entwicklungsdauer-Relation der verschiedenen Larvenstadien und jene der Puppe sei vorausgeschickt, daß die Vorbehandlung des Versuchsmaterials einheitlich erfolgte. Die Larven wurden unter mehr oder minder gleichmäßigen Laboratoriumsbedingungen in groß angelegten Zuchten an Fichte aufgezogen (Temperatur 18—22° C; relative Luftfeuchtigkeit 70—80%). Diese Bedingungen liegen demnach für die einzelnen Stadien der Nonne annähernd im Bereich ihres „vitalen Opti-

mums" (vgl. Zwölfer [46]). Das bei der täglichen Kontrolle anfallende Material frischgehäuteter Stadien wurde gesammelt,[1]) nach Altersklassen sortiert und zu den einzelnen Versuchen verwendet. Die Unterscheidung geschah hierbei nach der Kopfkapselbreite (Zwölfer [46]). Da bei den älteren Stufen dieses Verfahren wegen des Überschneidens der Kopfkapselbreite keine unbedingt zuverlässigen Resultate liefert, wurden diese Altersklassen schon in der Vorbehandlung getrennt aufgezogen. Den jeweiligen thermohygrostatischen Bedingungen des Einzelversuchs waren die Tiere bis zur folgenden Häutung bezw. beim letzten Raupenstadium bis zum Eintritt der Verpuppung ausgesetzt. Sie schieden alsdann aus den Versuchsreihen ganz aus.

Es ist notwendig, auf diese Verhältnisse ausdrücklich hinzuweisen, nachdem durch Voûtes (38) Untersuchungen an *Ephestia Kühniella* wahrscheinlich gemacht worden ist, daß die Vorbehandlung des Materials (auch wenn sie unter optimalen Bedingungen erfolgte) einen gewissen, teils beschleunigenden, teils verzögernden Einfluß auf die folgende Entwicklungsdauer unter einer bestimmten Temperatur besitzen kann.

Einfluß der Luftfeuchtigkeit: Zur Beurteilung des Einflusses der Luftfeuchtigkeit auf die Entwicklungsdauer der Nonnenraupen stehen Versuchsreihen mit Larve I zur Verfügung. Bei allen diesen Versuchen hat sich — wie hier zusammenfassend erwähnt sei — gezeigt, daß innerhalb des Bereichs einer Luftfeuchtigkeit von rund 40—100 % ein tieferer Einfluß der Luftfeuchtigkeit nicht feststellbar ist. Der Vergleich der Mittelwerte von 38 Einzelversuchen und ihrer Streuung bei entsprechenden Temperaturen und verschiedener Luftfeuchtigkeit zeigte innerhalb des oben genannten Bereichs mit einer einzigen Ausnahme, daß die Werte für k zwischen 0—2,0 liegen. Das bedeutet gute bis befriedigende Übereinstimmung der Einzelergebnisse. Eine „signifikante Differenz" im Sinne der Variationsstatistik liegt nicht

[1]) Eidmann (7) vermutet, daß in meinen früheren Versuchen über den Einfluß hygrothermischer Bedingungen auf die Kieferneule (Zwölfer [44]) durch Berührung der jungen Eiraupen Fehler entstanden seien. Er will damit gewisse Unterschiede zwischen seinen und meinen Versuchsresultaten erklären. Abgesehen davon, daß ein Vergleich von wenigen Einzelexperimenten, wie sie Eidmann ausführte, mit Folgerungen, die sich auf über 70 Versuchskombinationen aufbauen, sehr gewagt erscheint, muß ausdrücklich festgestellt werden, daß sowohl damals als auch im vorliegenden Fall bei Bearbeitung der Nonne eine Berührung von Eiraupen höchstens ausnahmsweise einmal (mit Pinsel) stattfand. Sie wurden vielmehr „unter sinngemäßer Ausnutzung ihrer ausgesprochenen Photophylie" — worauf ich schon früher hinwies — umgesetzt, also ohne direktes Berühren. Das Verfahren, von dem Eidmann glaubt, daß er es erstmals angewendet hätte, ist im Münchener Institut schon seit 4 Jahren in Gebrauch und keineswegs neu. Damit steht und fällt Eidmanns Kritik an meinen früheren Untersuchungen zur Epidemiologie der Kieferneule. Die Unterschiede zwischen seinen und meinen Versuchsergebnissen dürften vielmehr der genetischen Verschiedenartigkeit unseres Versuchsmateriales zuzuschreiben sein.

vor.[1]) Innerhalb dieses Feuchtigkeitsbereiches ist demnach eine Wirkung der Luftfeuchtigkeit nicht nachweisbar.

So wurden in der folgenden Darstellung die Versuchsergebnisse und die Entwicklungsdauer von Larve I bei ein und derselben Temperatur und innerhalb des oben genannten Feuchtigkeitsbereichs zusammengefaßt, um die Diagramme und Mittelwerte auf möglichst zahlreiche Einzelbeobachtungen zu fundieren. Für die älteren Larvenstadien, ebenso für die Puppenentwicklung standen Versuchsreihen mit relativer Luftfeuchtigkeit von 70—80 % zur Verfügung. Dieser Feuchtigkeitsbereich entspricht — wie Wellensteins (40) mikroklimatischen Messungen zu entnehmen ist — den normalen Bedingungen am natürlichen Aufenthaltsort der Nonnenraupen. Die Daten dürften somit brauchbare Unterlagen für die im zweiten Abschnitt dieser Arbeit versuchte bevölkerungswissenschaftliche Auswertung der Temperatur-Entwicklungsdauer-Relation der Nonne abgeben.

Etwas anders liegen die Verhältnisse für niedere Luftfeuchtigkeitsgrade etwa unterhalb 40 %: Bei den entsprechenden Versuchen ist eine mehr oder minder weitgehende Verlängerung der Entwicklungsdauer feststellbar. Ob dies auf direkten oder indirekten Einflüssen beruht, ließ sich nicht entscheiden. Mit letzterer Möglichkeit muß jedenfalls gerechnet werden, da durch derartig geringe Luftfeuchtigkeitsgrade eine Beeinflussung der Turgeszenz der als Futter gereichten Fichtentriebe wahrscheinlich ist, die Futterqualität somit in den niederen und in den höheren Luftfeuchtigkeitsstufen vielleicht nicht völlig übereinstimmt. Ehe diese Frage geklärt ist, erübrigt sich eine ins einzelne gehende Mitteilung der entsprechenden Daten.

Das vorliegende Resultat über den Einfluß der Feuchtigkeit deckt sich nicht ganz mit Folgerungen, die Janisch (14) aus seinen Experimenten zog. Nach ihm übt die Luftfeuchtigkeit einen deutlichen Einfluß auf die Entwicklungsdauer der Nonnenraupe aus. Indessen sind die Ergebnisse unserer Versuche schwer vergleichbar: Zunächst benutzt der Genannte grundsätzlich nur ein Extrem der Variationsbreite, während die vorliegende Darstellung Mittelwerte berücksichtigt. Weiterhin stützen sich Janischs Folgerungen — soweit ich sehe — auf durchlaufende Zuchten, während bei den hier mitgeteilten Befunden die einzelnen Entwicklungsstufen im Experiment gesondert behandelt worden sind. Es ist anzunehmen, daß bei durchlaufender Zucht etwa vorhandene geringfügige Wirkungen der Luftfeuchtigkeit auf die Entwicklungsdauer des Einzelstadiums sich allmählich summieren. Jedenfalls sind auch bei Janisch innerhalb des oben genannten Luftfeuchtigkeitsbereiches die Unterschiede der Entwicklungsdauer sehr geringfügig und machen sich erst im tieferen Luftfeuchtigkeitsbereich auffallend bemerkbar. Deutlich geht dies aus den in seiner Abb. 2 eingezeichneten experimentellen Daten hervor (nicht aus seiner dort

[1]) Vgl. S. 337 dieser Arbeit; ferner Pütter (27).

gegebenen Freihandkurve!). Die dargestellten empirischen Punkte sind hier derartig im Diagramm verteilt, daß innerhalb des Luftfeuchtigkeitsbereichs von 40—100 % bei kritischer Betrachtung der Einfluß der Feuchtigkeit auf die Entwicklungsdauer der Nonnenraupen keineswegs sichergestellt und der Verlauf seiner Freihandkurven stellenweise gewagt erscheint. —

Larve I: Abb. 4 gibt die Beziehungen zwischen Temperatur und Entwicklungsdauer für dieses Stadium wieder auf Grund der Versuchsreihen in 9 Temperaturstufen. (In der zehnten Temperaturstufe, die oberhalb 35 ° C lag, trat 100 % Sterblichkeit auf.) Die eingezeichneten Mittelwerte (Kreispunkte) sind für jede Temperaturstufe auf Grund der Versuche im Luftfeuchtigkeitsbereich von 40 bis 100 % berechnet. Bezüglich der Darstellung von „Streuung“ und Variationsbreite vergleiche die früheren Erläuterungen. Im ganzen fußt die Darstellung auf 763 Einzelbeobachtungen, die sich in der im Diagramm angegebenen Weise (n :) auf die einzelnen Temperaturstufen verteilen. Die vergleichsweise geringe Anzahl von Beobachtungen für die Extremtemperaturen (für 7 ° C n = 3; für 32 ° C n = 19) hängt mit der unter diesen Verhältnissen auftretenden großen Sterblichkeit zusammen.

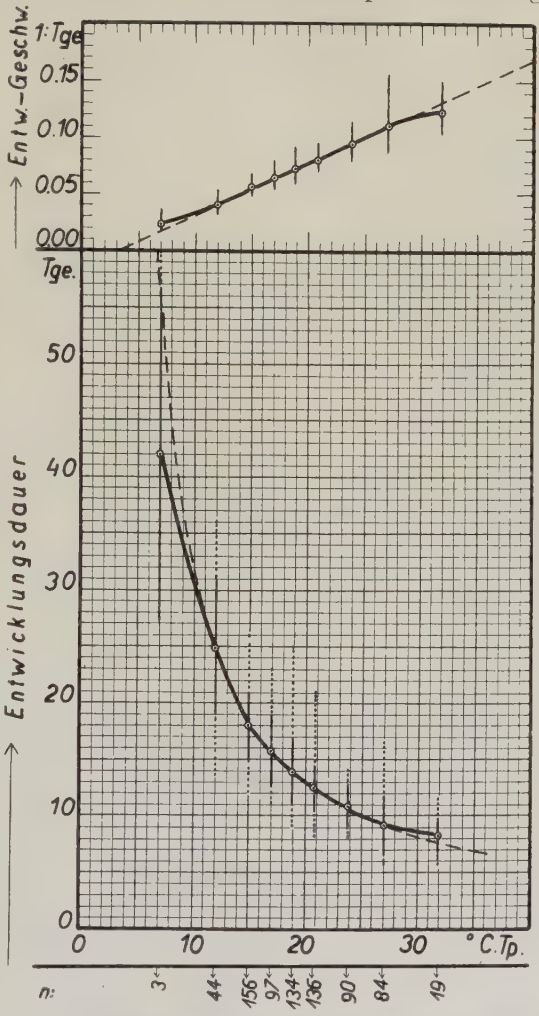


Abb. 4. Entwicklungsdauer und Entwicklungsgeschwindigkeit von Larve I.

Der Verlauf der Geschwindigkeitskurve (Abb. 4 oberes Feld) läßt sich im Temperaturbereich zwischen 10—30 ° C näherungsweise durch eine Gerade wiedergeben. Ihre Verlängerung bis zum Schnitt mit der Temperaturachse führt zu einem t_α-Wert von 3,2 °. Hiernach be-

rechnet sich die Hyperbelfunktion für die Entwicklungsdauer von Larve I mit:

$$T \,.\, (t - 3{,}2) = 217 \pm 2.$$

Die im unteren Feld eingezeichnete Hyperbel (gestrichelt) zeigt im oben genannten Temperaturbereich von 10—30 ° C völlig befriedigende Deckung mit den empirischen Daten. Es ist dies jener Wärmebereich, der in freier Natur normalerweise während der Entwicklung des ersten Raupenstadiums der Nonne nicht überschritten wird (Ende Mai bis Anfang Juni). Für die beiden extremen Temperaturstufen fällt der Hyperbelverlauf noch in den Bereich der entsprechenden Streuung. —

Larve II: Die empirischen Daten über die Temperaturabhängigkeit der Entwicklungsdauer von Larve II und ihre Auswertung im Sinne der Hyperbelfunktion sind in Abb. 5 niedergelegt. Die Darstellung fußt auf den Mittelwerten aus 328 Einzelbeobachtungen, die sich in der im Diagramm angegebenen Weise auf die einzelnen Temperaturstufen verteilen.

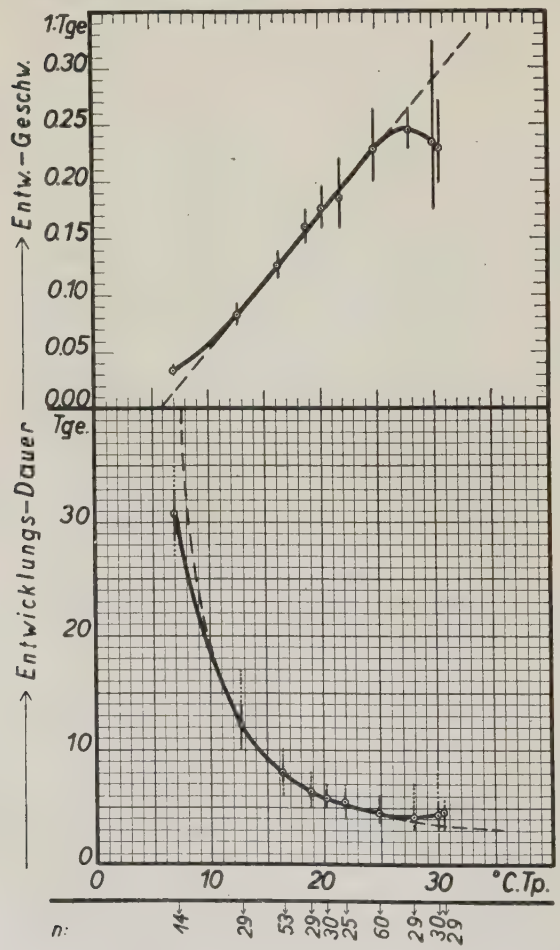


Abb. 5. Entwicklungsdauer und Entwicklungsgeschwindigkeit von Larve II.

Auch für dieses Stadium läßt sich die Entwicklungsgeschwindigkeitskurve (Abb. 5 oben) für ihren größten Teil und im Temperaturbereich von ca. 11 bis 28 ° durch eine Gerade wiedergeben, die auf einen t_a-Wert von 5,7 ° C führt. Im entsprechenden Temperaturbereich deckt sich die Hyperbel (Abb. 5 unten) in bester Weise mit den empirischen Daten. Ihre Berechnung nach den früher gegebenen Erläuterungen führt im übrigen auf den Ausdruck:

$$T \,.\, (t - 5{,}7) = 84 \pm 2.$$

Die kürzeste mittlere Entwicklungsdauer

liegt für dieses Stadium bei 27—28 ° C und beträgt hier 4,1 Tage. In diesem Temperaturbereich liegt auch die geringste Streuung mit $\mu = \pm 0{,}3$ Tage. Die längste Entwicklungsdauer kam bei 7 ° C mit 31 Tagen (im Mittel!) zur Beobachtung. Im übrigen zeigt sich wie schon bei der Schlüpfdauer des Eies und ebenso bei Larve I auch eine Zunahme von Variationsbreite und Streuung, mit fallender und ebenso mit steigender Temperatur (von der Temperatur der kürzesten Entwicklungsdauer an gerechnet).

Auffallend ist, daß sowohl Variationsbreite wie Streuung in sämtlichen Temperaturstufen für dieses Stadium bedeutend geringer sind als für das vorhergehende (Larve I), eine Erscheinung, die sich auch bei allen späteren Entwicklungsstufen wiederholt. Sie deutet nach meiner Ansicht darauf hin, daß Larve I bezüglich ihres Baustoffwechsels, ihrer Nahrungsresorption usw. (die bekanntlich stark von der Temperatur beeinflußt werden) empfindlicher ist als alle übrigen Larvenstufen der Nonne, was wiederum in guter Übereinstimmung mit den früher mitgeteilten Befunden über die Vitalität der einzelnen Larvenstadien unter verschiedenen thermischen Bedingungen steht. —

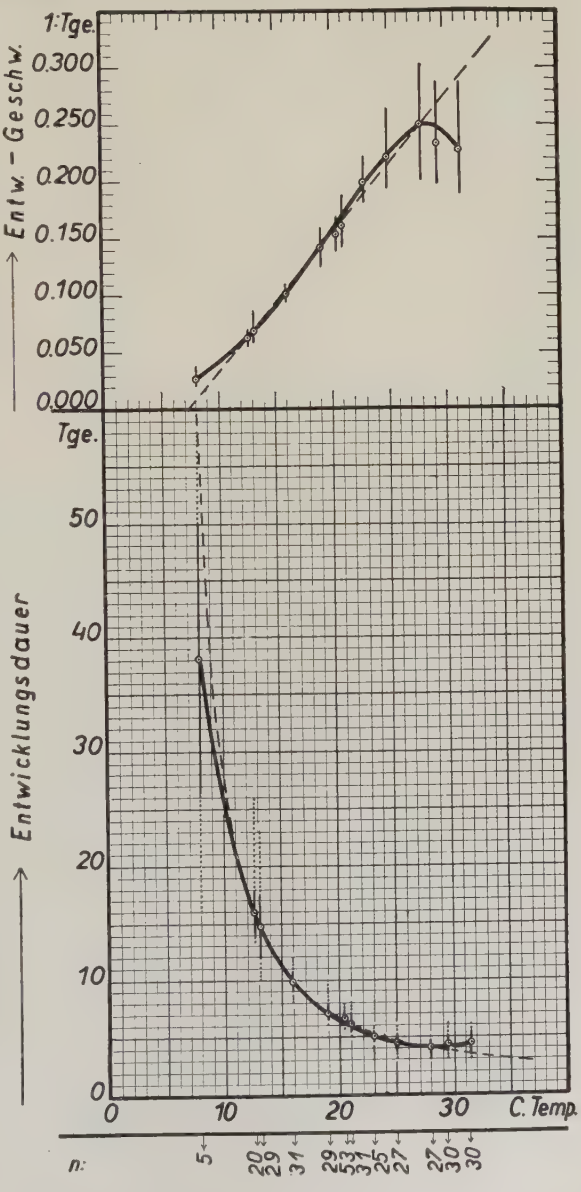


Abb. 6. Entwicklungsdauer und Entwicklungsgeschwindigkeit von Larve III.

Larve III: Die für Larve III ermittelten Verhältnisse (bei 70 bis 80 % relativer Luftfeuchtigkeit) gibt Abb. 6 wieder, die auf insgesamt 337 Einzelbeobachtungen fußt. Die Entwicklungsgeschwindigkeitskurve (Abb. 6 oben) zeigt hier zwischen 21—27 ° C eine leichte konvexe Ausbuchtung. Im ganzen aber läßt sie sich im Temperaturbereich von 11 bis ca. 28 ° C noch in brauchbarer Weise durch eine Gerade — die Hyperbelreziproke — darstellen. Letztere führt zu $t_\alpha = 7{,}2$ ° C. Die Hyperbelfunktion für Larve III berechnet sich hiernach auf

$$T \,.\, (t - 7{,}2) = 84 \pm 3.$$

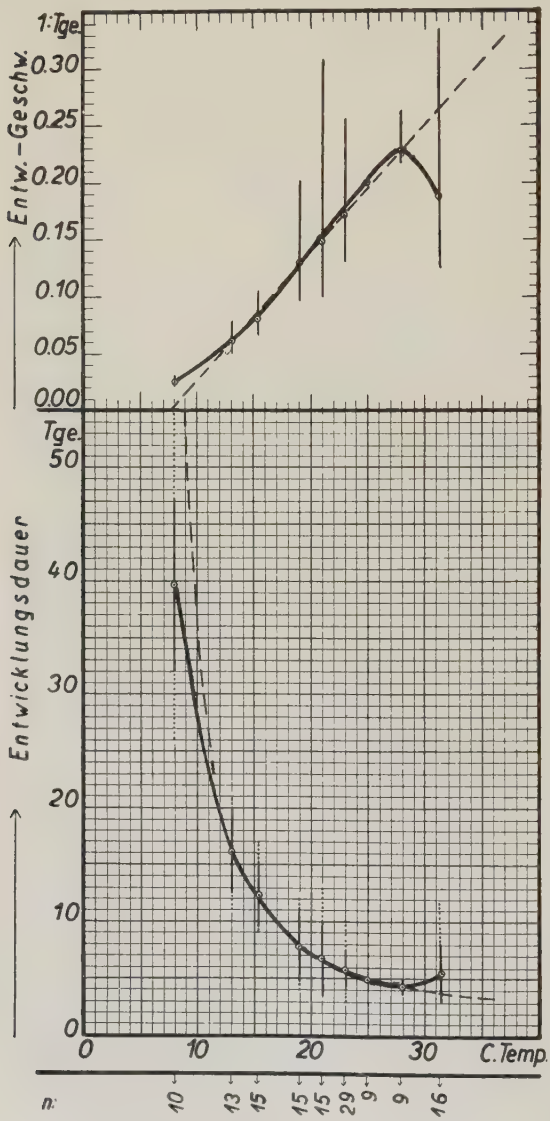


Abb. 7. Entwicklungsdauer und Entwicklungsgeschwindigkeit von Larve IV.

Die kürzeste mittlere Entwicklungsdauer liegt mit 4 Tagen bei 28 ° C, die längste kam bei 8 ° C mit 38 Tagen (im Mittel) zur Beobachtung. Bezüglich Variationsbreite und Streuung gilt das schon früher Gesagte. Wie aus dem Diagramm hervorgeht, ist gute Deckung von Hyperbel und empirischer Entwicklungsdauerkurve zwischen 11—28 ° C vorhanden, mithin in einem Temperaturbereich, dem Larve III in freier Natur — ihr zeitliches Auftreten fällt bei uns in den Monat Juni — normalerweise angehört.

Larve IV: Abb. 7 umfaßt die für die Entwicklungsdauerabhängigkeit von Larve IV ermittelten Verhältnisse auf Grund von 134 Einzelbeobachtungen (und bei relativer Luftfeuchtigkeit von 70—80 %). Die empirische Entwicklungsgeschwindigkeitskurve (Abb. 7 oben) zeigt ähnliche konvexe Ausbuchtung wie bei

Larve III, läßt sich aber auch hier noch in brauchbarer Weise im Temperaturbereich zwischen ca. 12—28 ° C durch eine Gerade erfassen. t_α nimmt für Larve IV einen Wert von 7,6 ° C an. Die Hyperbelfunktion berechnet sich für dieses Stadium auf:

$$T \,.\, (t - 7{,}6) = 90 \pm 3.$$

Die kürzeste mittlere Entwicklungsdauer liegt mit 4,4 ± 0,6 Tagen bei 28,5 ° C, die längste bei 7,5—8 ° C mit 39,6 ± 7,9 Tagen. Hyperbel und empirische Kurve decken sich im oben genannten Temperaturbereich (12—28 °), der wie auch bei den früher betrachteten Stadien den jeweiligen normalen Verhältnissen am natürlichen Aufenthaltsort der einzelnen Altersklassen entspricht.

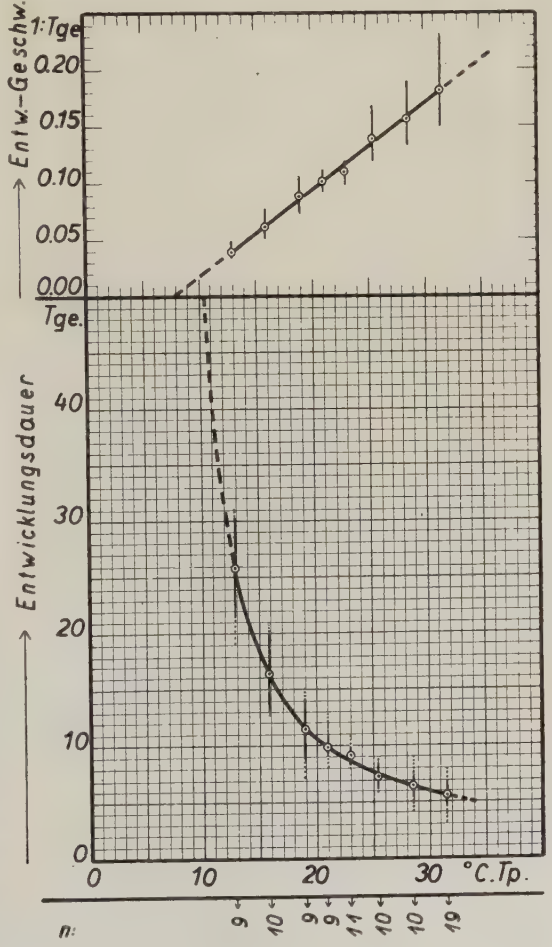


Abb. 8. Entwicklungsdauer und Entwicklungsgeschwindigkeit von Larve V.

L a r v e V: Bei diesem Stadium weicht die Form sowohl der empirischen Geschwindigkeits- als auch der entsprechenden Entwicklungsdauerkurve, wie sie auf Grund von 87 Einzelbeobachtungen (bei 70 bis 80 % relativer Luftfeuchtigkeit) in Abb. 8 dargestellt sind, etwas von den früher behandelten Verhältnissen ab. Erstere läßt sich in ihrem ganzen Verlauf mit guter Annäherung durch eine Gerade wiedergeben (Abb. 9 oben), letztere deckt sich dementsprechend in ihrer gesamten Länge mit einer Hyperbel (Abb. 8, unteres Bildfeld). Für t_α folgt aus der Geschwindigkeitsgeraden der Wert 7,8 ° C. Die Hyperbelfunktion für Larve V berechnet sich hiernach zu:

$$T \,.\, (t - 7{,}8) = 132 \pm 3.$$

Die kürzeste mittlere Entwicklungsdauer lag mit $5{,}5 \pm 1{,}2$ Tagen bei 31,5 ° C, die längste mit $25{,}7 \pm 4{,}5$ Tagen bei 13 ° C. Weitere Einzelheiten sind dem Diagramm zu entnehmen.

Die Ursache für das abweichende Verhalten der Geschwindigkeits- und der Entwicklungsdauerkurve erscheint wenigstens für den extrem tiefen Temperaturbereich verständlich: Da in den Versuchen unterhalb 10 ° C 100 % Sterblichkeit auftrat, das fünfte Stadium demnach nicht zum Abschluß gelangte, fehlen für diesen Bereich empirische Daten. So ist die im Vergleich zum Hyperbelverlauf kürzere empirische Entwicklungsdauer im niederen Temperaturbereich, die bei den anderen Stadien mehr oder minder deutlich hervortrat, hier nicht feststellbar.

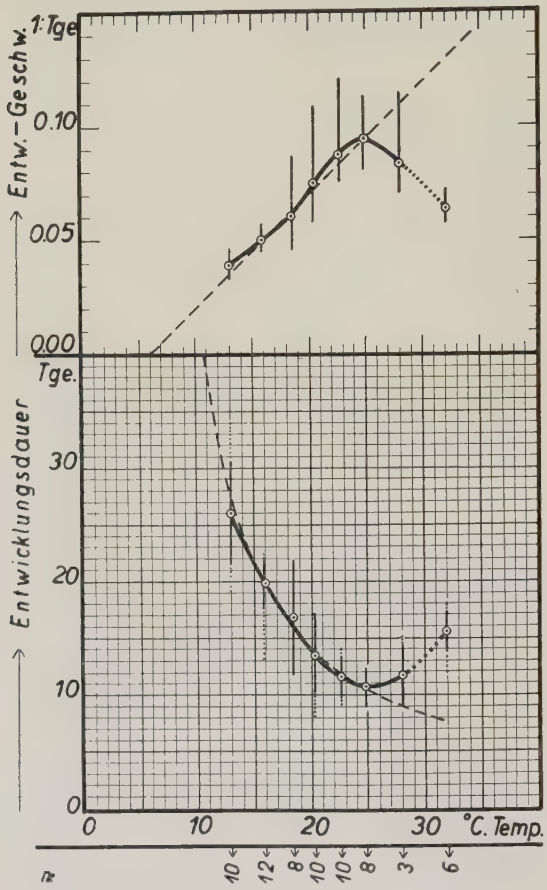


Abb. 9. Entwicklungsdauer und Entwicklungsgeschwindigkeit von Larve VI.

Schwerer verständlich bleibt das Ausbleiben der Entwicklungsdauerverlängerung bei extrem hohen Temperaturen, das bei den bisher behandelten Fällen als Regel auftrat. Vielleicht hängt die Erscheinung mit dem Umstand zusammen, daß ein Teil der Versuchstiere (und zwar überwiegend die männlichen Raupen) schon nach Ablauf des fünften Stadiums zur Verpuppung schritten, während der andere Teil (meist weibliche Tiere) erst nach Ablauf von 6 Raupenstufen das Puppenstadium erreicht.

Larve VI: Die sechste Larvenstufe, die sich hauptsächlich aus weiblichen Raupen zusammensetzt, zeigt im Verlauf der empirischen Entwicklungsgeschwindigkeit und der Entwicklungsdauerkurve wieder Verhältnisse, die an die früheren Stadien erinnern. Die Darstellung in Abb. 9 gibt die diesbezüglichen Befunde wieder. Sie fußt auf insgesamt 67 Einzelbeobachtungen.

In der Temperaturstufe von 32 ° C traten lediglich Notverpuppungen auf mit folgendem Absterben der Versuchstiere. Das entsprechende voraufgehende Kurvenstück ist daher punktiert gezeichnet. Zwischen 20—25 ° C macht sich wiederum eine schwache konvexe Krümmung in der Geschwindigkeitskurve bemerkbar. Diese läßt sich im übrigen zwischen ca. 14—25 ° C näherungsweise durch eine Gerade ersetzen. Letztere führt auf einen t_α-Wert von 6,0 ° C. An Hand desselben läßt sich für die Hyperbelfunktion von Larve VI der Ausdruck berechnen:

$$T \,.\, (t - 6{,}0) = 197 \pm 7.$$

Die kürzeste mittlere Entwicklungsdauer liegt bei 25—25,5 ° C mit 10,6 ± 1,7 Tagen. Die längste kam bei 13 ° C mit 25,6 ± 4,5 Tagen zur Beobachtung. Brauchbare Deckung zwischen Hyperbel und empirischer Entwicklungsdauerkurve besteht im oben genannten Temperaturbereich von 14—25 ° C. Für die extrem niedere und extrem hohe Temperaturstufe, soweit in diesen noch normale Verupuppung erfolgte, verläuft die Hyperbel noch innerhalb des Streuungsbereichs bezw. berührt denselben.

Wie schon erwähnt, ist das Material dieser Versuchsreihe nicht einheitlicher Beschaffenheit, insofern als es teils aus männlichen, teils aus weiblichen Raupen bestand. Letztere überwogen. Die Darstellung in Abb. 9 fußt auf Durchschnittswerten ohne Rücksicht auf einen etwaigen Einfluß der geschlechtlichen Zugehörigkeit der Raupen. Daß diese im Larvenstadium VI für die Entwicklungsdauer Bedeutung besitzt, konnte wenigstens für die beiden unteren Temperaturstufen von 13 ° C und 15,9 ° wahrscheinlich gemacht werden, deren Versuchsmaterial nach vollzogener Verpuppung mit Hilfe der bekannten Merkmale auf seine Geschlechtszugehörigkeit geprüft worden ist. Für die Entwicklungsdauer männlicher und weiblicher Raupen der Larve VI-Stufe ergaben sich dabei folgende Werte:

Temperatur	Entwicklungsdauer			
	♂ L. VI:	n:	♀ L. VI:	n:
13,0 ° C	19,7 Tage ± 1,3	3	28,1 Tage ± 2,8	7
15,9 ° C	16,3 Tage ± 2,8	3	21,0 Tage ± 0,8	9

Bestimmt man aus den zusammengehörigen Paaren von Mittelwerten den Quotienten k, so wird dieser für 13,0 ° C: k = 2,7; für 15,9 ° C: k = 1,6. Hier ist demnach zum mindesten im ersten Fall eine signifikante Differenz vorhanden, während sie für die Unterschiede der Mittelwerte bei 15,9 ° C nicht sicher erwiesen ist.

Es folgt hieraus, daß für niedere Temperaturen um 13 ° C die Entwicklungsdauer der männlichen Nonnenraupe vom VI. Stadium wesentlich kürzer ist als jene der weiblichen.

Puppe: Auch für die Puppe, deren Verhalten Abb. 10 wiedergibt — das Diagramm fußt auf insgesamt 128 Einzelbeobachtungen —, sind zunächst die Werte ohne Rücksicht auf die geschlechtliche Zugehörig-

keit zusammengefaßt.[1]) Die Verhältnisse liegen ähnlich wie bei den früher besprochenen Stadien. Die Entwicklungsgeschwindigkeitsgrade fügt sich ziemlich zwanglos im Temperaturbereich von ca. 12—25 ° C den empirischen Daten ein und führt zu einem t_{al}-Wert von 8,4 ° C. Für die Thermalkonstante bezw. die Hyperbelfunktion dieses Stadiums folgt hiernach der Ausdruck:

$$T . (t - 8{,}4) = 130 \pm 2.$$

Die kürzeste mittlere Entwicklungsdauer liegt zwischen 28 bis 28,5 ° C mit 7,7 ± 7 Tagen, die längste wurde bei 12,5 ° C mit 31,8 ± 2,5 Tagen festgestellt.[2]) Hyperbel (gestrichelt) und empirische Entwicklungsdauerkurve decken sich im oben genannten Temperaturbereich (12—25 ° C) durchaus befriedigend (vgl. Abb. 9 unteres Bildfeld).

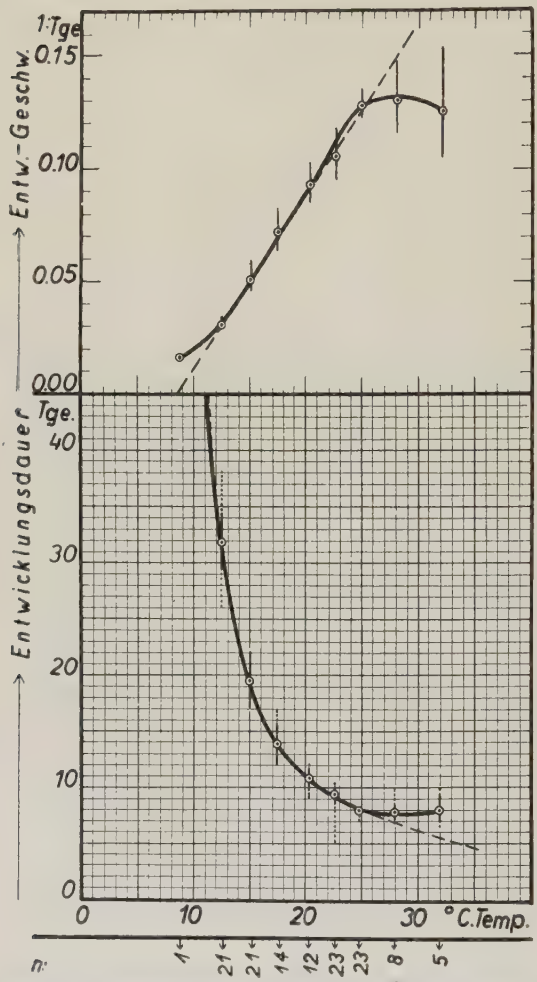


Abb. 10. Entwicklungsdauer und Entwicklungsgeschwindigkeit der Puppe (♂♀).

Während für die Entwicklungsdauer der Larve VI wahrscheinlich gemacht werden konnte, daß jene der männlichen Raupe kürzer ist als die der weiblichen, zeigten die Puppen entgegengesetztes Verhalten: So währte unterhalb 20 ° C in 3 vergleichbaren Temperaturstufen die Dauer der männlichen Puppe 32,1 ± 3,9 Tage, 21,3 ± 1,5 Tage und 16,0 ± 1,3 Tage. Die weibliche Puppe benötigte demgegenüber in den entsprechenden Temperaturstufen:

[1]) Auf den Einfluß des Geschlechtes auf die Gesamtentwicklungsdauer der Nonne wird weiter unten zurückgekommen.

[2]) In der tiefen Temperaturstufe von 8 ° C gelangte nur 1 Falter zum Schlüpfen. Hier währte die Puppenzeit insgesamt 99 Tage. Da jedoch dieses Exemplar verkrüppelt blieb, ist es oben außer acht gelassen.

$30{,}7 \pm 3{,}1$ Tage; $18{,}5 \pm 2{,}0$ Tage und $12{,}3 \pm 0{,}7$ Tage. Eine deutliche „signifikante Differenz" ist zwar hier nicht vorhanden, wenn die k-Werte als Maßstab zu Hilfe genommen werden, immerhin ist das gleichmäßige Verhalten in den 3 Stufen ein Zeichen, daß doch geringe Unterschiede in der Puppendauer bei Männchen und Weibchen bestehen, und zwar in der Weise, daß die männliche Puppe bei kühleren Temperaturen eine längere Entwicklungszeit beansprucht als die weibliche. Oberhalb 20 ° C herrschte mehr oder minder weitgehende Übereinstimmung in die Entwicklungsdauer der Puppen beider Geschlechter. —

Lebensdauer der Falter: Die vorhandenen Daten über die Lebensdauer der Falter unter verschiedenen Temperaturen (und bei Luftfeuchtigkeitsgraden zwischen 70—80 %) lassen sich nicht so klar in eine Freihandkurve einordnen, wie jene der bisher betrachteten Stadien. Es hängt dies vermutlich mit der geringeren Zahl von Einzelbeobachtungen dieser Versuchsreihe zusammen (39 ♀♀; 32 ♂♂). Aus diesem Grunde wurde auch von einer Berechnung der Standardabweichung Abstand genommen. Abb. 11 enthält die festgestellten Mittelwerte der Lebensdauer für ♀♀ (⊙) und ♂♂ (×) gesondert, sowie die jeweilige Variationsbreite. Die Ziffern neben den Mittelwerten beziehen sich auf die Anzahl der jeweiligen Beobachtungen.

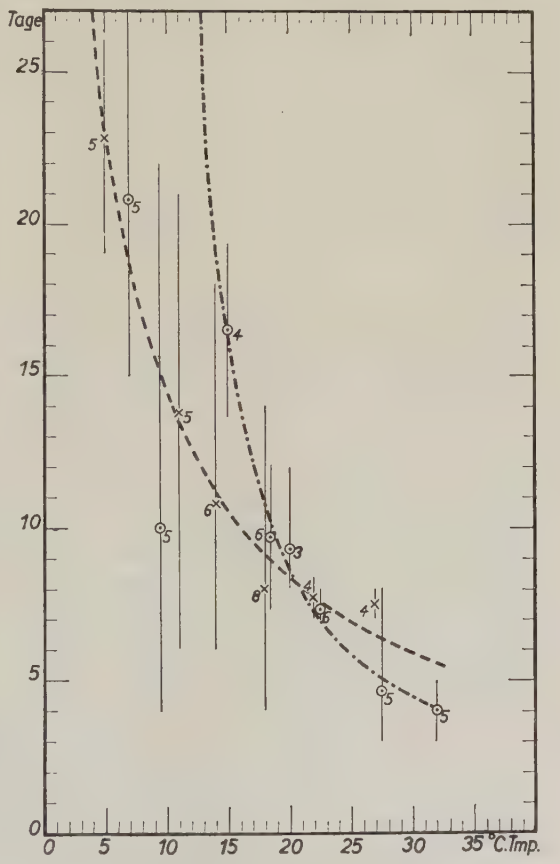


Abb. 11. Lebensdauer der Falter.
(⊙ mittlere Lebensdauer der ♀♀; × mittlere Lebensdauer der ♂♂: —·—·— theoretische Lebensdauerkurve der ♀♀; ——— theoretische Lebensdauerkurve der ♂♂.)

Die Lebensdauerabhängigkeit der ♀♀ Falter läßt sich oberhalb 15 ° C annähernd durch eine Hyperbel zum Ausdruck bringen (—·—·—). Ihre Formel lautet:

$$T \,.\, (t - 9{,}4) = 91 \pm 5.$$

Die kürzeste mittlere Lebensdauer der ♀♀ wurde bei 32 ° C mit 4 Tagen, die längste bei ca. 7 ° C mit 21 Tagen beobachtet.

Die Lebensdauer der ♂♂ ist in ihrem ganzen Verlauf mit brauchbarer Annäherung durch eine Hyperbel ausdrückbar. Deren Formel lautet:

$$T \,.\, (t - [-3{,}5]) = 195 \pm 15.$$

Für die Männchen lag die kürzeste mittlere Lebensdauer bei 27 ° mit 7,5 Tagen; für ihre längste wurde bei 5 ° C 22,8 Tage ermittelt.

Der Vergleich des Kurvenverlaufs für männliche und weibliche Lebensdauer läßt erkennen, daß unterhalb 20 ° C die ♀♀ erheblich länger leben als die ♂♂. Oberhalb 20 ° C verwischen sich diese Verhältnisse. (Da das Stück der männlichen Lebensdauerkurve in diesem letzteren Bereich nur auf einem Mittelwert aus 4 Einzelbeobachtungen fußt, kann ihm keine grundsätzliche Bedeutung beigemessen werden.) Erwähnt sei schließlich, daß sowohl die ♂♂ als auch die ♀♀ dieser Versuchsreihe ihre geschlechtliche Tätigkeit nicht ausübten.

Embryonalentwicklung des Eies: Bekanntlich setzt beim Nonnenei nach vollzogener Ablage die Embryonalentwicklung ein, die normalerweise noch im selben Herbst zum Abschluß kommt. Das Ei durchläuft dabei eine Verfärbung von weißgrau über rötlichbraun bis schwarzgrau bezw. schwarzbraun. Im letzteren Zustand ist die Embryonalentwicklung abgeschlossen und der Embryo durch die durchscheinende Eihülle deutlich erkennbar.

Der geschilderte Übergang ist ein allmählicher. Infolgedessen ist eine genaue Erfassung der Dauer der Embryonalentwicklung schwer möglich. Die im folgenden mitgeteilten Daten, die jeweils auf der Beobachtung einiger hundert Nonneneier beruhen, geben daher nur ungefähre Anhaltspunkte. Es beträgt die Embryonalentwicklungsdauer des Nonneneies bei:

3—4 ° C	6—8 ° C	12 ° C	15 ° C	18 ° C
—	ca. 150 Tage,	ca. 50 Tage,	ca. 30 Tage,	ca. 20 Tage.

Diese Zeiten decken sich im großen ganzen mit dem, was aus dem Freiland über die Embryonalentwicklungszeit des Nonneneies bekannt ist. Unter normalen Wetterverhältnissen mit Durchschnittstemperaturen für August von ca. 14—15 ° C pflegt sie hier im Laufe des September rund 6 Wochen nach der Ablage beendet zu sein.

Da die obigen etwas unsicheren Daten zur Embryonalentwicklungsdauer des Nonneneies nur für einen beschränkten Temperaturbereich vorliegen, erscheint es angebracht, für diesen Abschnitt der Entwicklung einen Durchschnittswert für t_a einzusetzen, wie er sich aus der Gesamtentwicklung der Nonne ableitet. Wie weiter unten gezeigt werden wird, beträgt er $t_a = 6{,}8$ ° C. Kombiniert man ihn mit den obigen Entwicklungszeiten, so folgt mit grober Annäherung für die Thermalkonstante der Embryonalentwicklung der Wert 240. Die entsprechende Hyperbelfunktion lautet dann $T \,.\, (t - 6{,}8) = 240$. —

In diesem Zusammenhang sei kurz die Frage berührt, ob Nonneneier, die im Herbst infolge mangelnder Temperatur ihre Embryonalentwicklung nicht mehr zum Abschluß bringen konnten, in der Lage sind, diese im folgenden Frühjahr im Anschluß an die Überwinterung nachzuholen. Entsprechendes Eimaterial mit rotbraunem Farbton und mehr oder minder deutlichen Anzeichen begonnener Embryonalentwicklung wird gelegentlich beim „Probeeiern" im Winter oder Vorfrühling im Freien gefunden. Normalerweise dürfte es aus verspäteten Eiablagen stammen.

Ein Eihaufen von 25 Stück derartiger rotbrauner Eier mit verspätet begonnener Embryonalentwicklung (Herkunft: Forstamt Mitterteich) wurden am 3. April 1933 zugleich mit einer Kontrollprobe von 30 Nonneneiern mit normal abgeschlossener Embryonalentwicklung einer Temperatur von 17 ° C (und 76 % relativer Luftfeuchtigkeit) ausgesetzt. Während die normalen Eier der Kontrolle sämtlich schlüpften, gelangte von den roten Eiern mit begonnener Embryonalentwicklung kein einziges zum Abschluß der Entwicklung bezw. zum Schlüpfen.

Es ist demnach anzunehmen, daß Nonneneier, die ohne abgeschlossene Embryonalentwicklung in die Überwinterung treten, späterhin sämtlich zugrunde gehen. Fortsetzung und Abschluß dieser Entwicklung im folgenden Frühjahr scheint bei ihnen nicht möglich zu sein.

III. Die Totalentwicklung.

a) Die Gesamtentwicklungsdauer, dargestellt als Summe der Teilprozesse ist im Diagramm Abb. 12 wiedergegeben. Es umfaßt eine Zusammenstellung der Einzelkurven vom Schlüpfen des Eies angefangen bis zum Tode des ♀ Falters. Das Bild entsteht durch Addition der empirischen Entwicklungsdauerkurven der einzelnen Stadien, wie sie in Abb. 4—10 niedergelegt sind. (Lediglich für die Lebensdauer der ♀ Falter ist aus Abb. 11 die entsprechende theoretische Kurve zugrunde gelegt.)

In der Darstellung bedeuten L_1 den Zeitpunkt, an dem bei entsprechenden Temperaturen im Durchschnitt die erste Häutung der Raupen einsetzt. L_2 zeigt den entsprechenden Zeitpunkt der zweiten Häutung an usw. P ♂♀ gibt den Durchschnittszeitpunkt wieder, an dem das Schlüpfen der Falter eintrat, F♀ endlich jenen des Ablebens der weiblichen Falter. Der Übersichtlichkeit wegen sind Streuung und Variationsbreite nicht eingezeichnet.

Das Diagramm ist in erster Linie für praktische Zwecke bestimmt. Für seinen Gebrauch gelten die Erläuterungen, die bei der entsprechenden Darstellung der Entwicklungsdauer der Kieferneule gegeben wurden.[1]) Im Gegensatz zu jener ist das vorliegende für die Nonne geltende Diagramm wesentlich besser fundiert. Insbesondere gilt dies

[1]) Zwölfer (44).

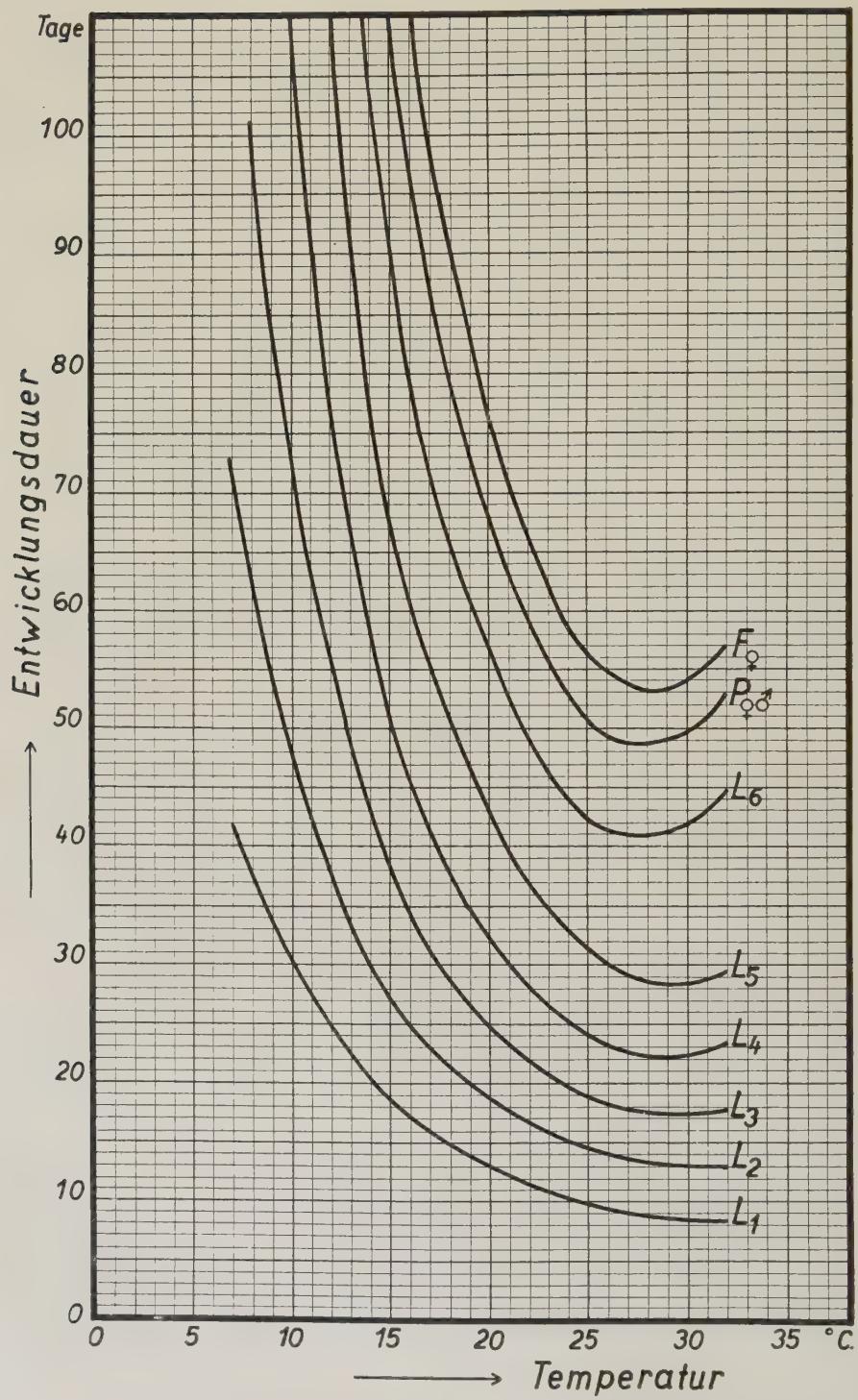


Abb. 12. Totalentwicklungsdauer vom Schlüpfen der Larve I bis zum Tode der Falter (♀), dargestellt als Summe der Partialprozesse. (Näheres im Text.)

für die älteren Stufen. Auch umfaßt es einen größeren Temperaturbereich.

Die kürzeste Gesamtentwicklung vom Schlüpfen des Eies bis zum Schlüpfen des Falters liegt hiernach bei ca. 28 ° C und beträgt 49 Tage. Bis zum Tode des weiblichen Falters gerechnet würde die kürzeste Zeit bei 28 ° C 53 Tage betragen. —

b) Gesamtentwicklung bei durchlaufender Zucht: Mehr von theoretischem Interesse ist die Frage, welche Zeiten die Gesamtentwicklung der Nonne bei durchlaufender Zucht vom Eischlüpfen bis zum Erscheinen der Imago unter verschiedenen Temperaturen beansprucht und ob diese grundsätzlich von jener abweicht, wie sie bei Summierung der Teilprozesse resultiert.

Abb. 13 enthält entsprechende Daten (ausgezogene Linien), die hier zunächst ohne Rücksicht auf die geschlechtliche Zugehörigkeit der Versuchstiere zusammengefaßt sind, und vom Schlüpfen des Eies bis zum Schlüpfen des Falters reichen. Die Darstellung fußt auf Versuchen bei 6 verschiedenen Temperaturstufen. Erwähnt sei in diesem Zusammenhang, daß außerhalb der Temperaturen des Kurvenbereichs eine durchlaufende Zucht bis zum normalen Schlüpfen der Falter nicht gelang.

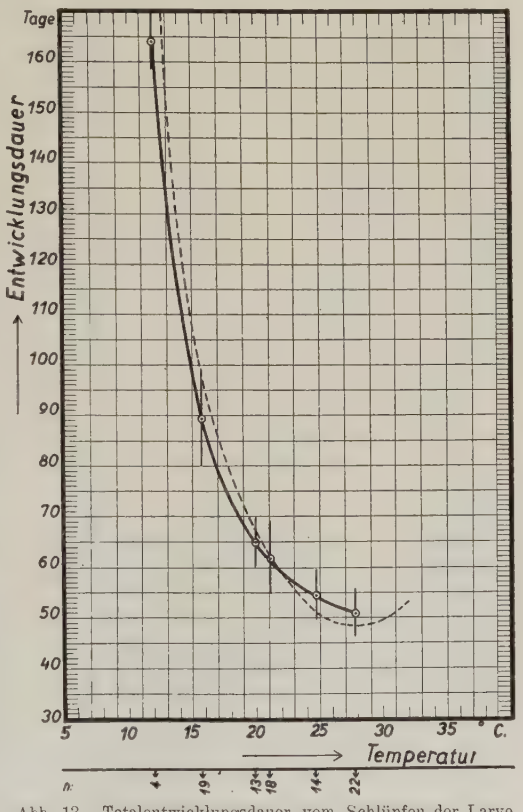


Abb. 13. Totalentwicklungsdauer vom Schlüpfen der Larve I bis zum Schlüpfen des Falters bei durchlaufender Zucht unter verschiedenen Temperaturen (———), nebst Mittelwirt und Variationsbreite. (Gestrichelte Kurve: Totalentwicklung vom Schlüpfen der Larve I bis zum Schlüpfen des Falters bei Summierung der Partialprozesse.)

Die kürzeste Gesamtentwicklungszeit liegt hier ebenfalls bei rund 28—29 °C, beträgt aber 51 Tage. Sie währt somit rund 2 Tage länger als jene bei Summierung der Einzelprozesse. Überträgt man die entsprechende Kurve dieser letzteren aus Abb. 12 (Puppe ♂♀) in Abb. 13 (gestrichelte Linie), so scheint zunächst, als ob bei durchlaufender Zucht grundsätzlich andere Verhältnisse vorliegen als bei Addition der Entwicklungs-

dauer der Einzelprozesse. Unterhalb rund 24 ° C sind die Entwicklungszeiten bei durchlaufender Zucht sämtlich kürzer, oberhalb dieser Temperatur länger als jene Werte, wie sie durch die Summenkurve dargestellt wird.

Prinzipielle Bedeutung dürfte der Erscheinung jedoch kaum zukommen: Sie findet eine plausible Erklärung in dem Umstand, daß bei durchlaufender Zucht in den Temperaturen unterhalb 20 ° C die männlichen Versuchstiere überwogen, während für die oberen Temperaturstufen bei Abschluß der Versuche der Anteil der ♀♀ sich erheblich größer erwies als jener der ♂♂. Die beiden Geschlechter beanspruchen aber in ihrer Gesamtentwicklung bei durchlaufender Zucht verschiedene Zeiten, wie dies aus Abb. 14 hervorgeht. Ihr ist zu entnehmen, daß sowohl die Verpuppung der männlichen Raupen als auch das Schlüpfen der männlichen Falter bei entsprechenden Temperaturen deutlich jenem der weiblichen Tiere vorauseilt. Die Nonne ist demnach ausgesprochen protandrisch, wie das auch durch zahlreiche Freilandbeobachtungen schon belegt ist.

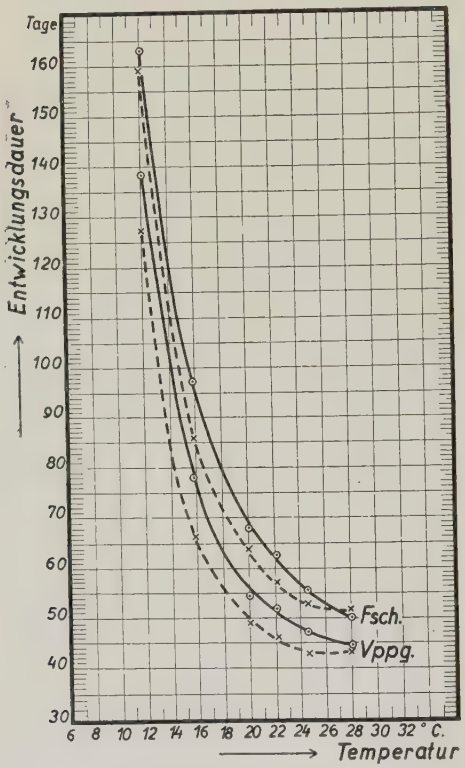


Abb. 14. Entwicklungsdauer vom Schlüpfen der Larve I bis zur Verpuppung (Vppg.) und bis zum Falterschlüpfen (Fsch.) getrennt für Männchen (× — — —) und Weibchen (⊙ ———).

Zusammenfassend läßt sich sagen, daß die Gesamtentwicklungsdauer der Nonne bei durchlaufender Zucht unter verschiedenen Temperaturbedingungen wahrscheinlich grundsätzlich mit jener übereinstimmt, die bei Summierung der Einzelprozesse resultiert. Es ist dies in letzter Konsequenz eine gewisse Bestätigung der Richtigkeit des Gedankens, der der Temperatursummenregel zugrunde liegt.

c) Ist die Gesamtentwicklung der Nonne als Hyperbelfunktion darstellbar? Für die Einzelprozesse vom Eischlüpfen bis zur Erreichung des Imaginalstadiums konnte im Vorausgehenden gezeigt werden, daß sie im großen ganzen befriedigend und für einen relativ großen Temperaturbereich durch eine Hyperbel ausdrückbar sind. Da hierbei das Temperaturintervall,

für das Übereinstimmung von Hyperbel und empirischer Kurve herrschte, von Fall zu Fall wechselte, gilt dies nicht ohne weiteres auch für die Gesamtentwicklungsdauer.

Legt man der letzteren die Daten der P-♂♀-Kurve aus Abb. 12 zugrunde, so resultiert eine Geschwindigkeitskurve, die nur in einem Bereich von ca. 13 bis 24° C durch eine Gerade ausdrückbar ist. Ihre Verlängerung schneidet die Temperaturachse bei 6,8° C, welcher Punkt demnach dem durchschnittlichen $t\alpha$-Wert der Gesamtentwicklung entspricht. Der Temperaturbereich, in dem die empirische Geschwindigkeitskurve durch eine Gerade — die Hyperbelreziproke — dargestellt werden kann, stimmt bekanntlich mit jenem Temperaturabschnitt überein, bei dem Deckung zwischen Hyperbel und empirischer Entwicklungsdauer besteht. Er ist für die Gesamtentwicklung der Nonne mit 13—24° C relativ beschränkt. Die Verwendung einer Hyperbelfunktion für die Gesamtentwicklung zum Studium gewisser bevölkerungswissenschaftlicher Fragen ist demnach bei der Nonne nicht angebracht. Richtig ist es für solche Fälle, bei dieser Art die Funktionen der Einzelprozesse heranzuziehen, wie das auch im weiteren Verlauf dieser Untersuchung geschehen ist.

Man darf das hier für die Nonne Gesagte nicht ohne weiteres verallgemeinern. Es gilt wahrscheinlich nur für solche Arten, deren Gesamtentwicklung in freier Natur sich über einen längeren Zeitraum erstreckt und deren einzelne Stadien infolgedessen an ihrem natürlichen Biotop unter grundsätzlich verschiedenen Temperaturverhältnissen aufwachsen. Es ist anzunehmen, daß diese Stadien in ihrer Reaktionsweise bis zu einem gewissen Grade den Änderungen jener Umweltbedingungen angepaßt sind, die im natürlichen Biotop während ihrer normalen Erscheinungszeit herrschen. So wird ein Stadium, das in die Frühjahrsmonate fällt, anders auf niedere Temperaturen reagieren als ein solches, das im Hochsommer auftritt usw.

Die Unterschiede für die t_α-Werte, wie sie sich für die einzelnen Entwicklungsstufen der Nonne ergaben, dürften zum Teile hiermit zusammenhängen. So zeigten die Frühjahrsstadien (Ei und Larve I) t_α-Werte zwischen rund 3—5° C. Die in den Vorsommer fallende Larve II besitzt einen t_α-Wert von 5,7° C. Die älteren Stufen (Larve III — Puppe einschließlich), deren Auftreten in die warmen Sommermonate fällt, wiesen t_α-Werte zwischen rund 6—8,4° C auf. Für die relativ gut durch experimentelle Daten belegten Hyperbelfunktionen der Einzelprozesse ergeben sich im Extrem Unterschiede der t_α-Werte von 3,2° C auf der einen und 8,4° C auf der anderen Seite. (Von der Lebensdauerhyperbel der Falter, die weniger gut fundiert ist, ist hierbei abgesehen.)

Auch die untere Temperaturgrenze, bei der zwischen Hyperbel und empirischer Entwicklungskurve noch Deckung besteht, steigt dem zeitlichen Auftreten der Stadien entsprechend von Stufe zu Stufe. Für das im Frühjahr erfolgende Eischlüpfen lag sie bei 7,5° C, für die folgende Larve I bei 10° C; für Larve II bei rund 11° C; für die Sommerstadien Larve III bis Puppe endlich bei 11—13° C. Erinnert man sich in diesem Zusammenhang, daß nach der herrschenden Auffassung — und ihre Gültigkeit ließ sich auch für die Nonne bestätigen — die Hyperbel innerhalb eines „vitalen Temperaturbereichs“ die Ent-

wicklungsdauerabhängigkeit annähernd richtig wiedergibt, so erscheinen diese Verhältnisse verständlich und bedürfen keines weiteren Kommentars.

d) Die Thermalkonstante („Temperatursumme") der Gesamtentwicklung: Nachdem oben gezeigt wurde, daß bei der Nonne die Hyperbel als Ausdruck der Gesamtentwicklung (bis zum Schlüpfen der Falter) nur innerhalb eines beschränkten Temperaturbereichs Gültigkeit besitzt, ist es zwecklos, die aus der Summierung der Einzelprozesse resultierende Gesamtzeit zur Berechnung einer Thermalkonstanten zu benutzen. Richtiger erscheint es in diesem Fall, die Temperatursumme der Gesamtentwicklung durch Addition der Thermalkonstanten der Teilprozesse zu ermitteln. Dies ist im folgenden durchgeführt:

Ei (Schlüpfperiode)	$T.(t-4{,}9)$	$= 65 \pm 1$
Larve I . . .	$T.(t-3{,}2)$	$= 217 \pm 2$
Larve II . . .	$T.(t-5{,}7)$	$= 84 \pm 2$
Larve III . . .	$T.(t-7{,}2)$	$= 84 \pm 3$
Larve IV . .	$T.(t-7{,}6)$	$= 90 \pm 4$
Larve V . . .	$T.(t-7{,}8)$	$= 132 \pm 3$
Larve VI . . .	$T.(t-6{,}0)$	$= 197 \pm 7$
Puppe ♂♀ . .	$T.(t-8{,}4)$	$= 130 \pm 2$
Ei (Embryonalzeit)	$T.(t-6{,}8)$	$\simeq 240$
	Sa.:	1239 ± 10

In dieser Zusammenstellung ist die Lebensdauer der Falter unberücksichtigt geblieben, da sie mit der Entwicklungsdauer im engeren Sinne nichts zu tun hat. Auch für eine Präovipositionsperiode erübrigt es sich einen besonderen Wert einzusetzen, da eine solche bei der Nonne nicht deutlich in Erscheinung tritt.

Was die Genauigkeit der Thermalkonstanten der Teilprozesse anbetrifft, so ist sie für die Vorgänge bis zum Schlüpfen der Falter vergleichsweise befriedigend. Die entsprechenden mittleren Fehler betragen im Höchstfall rund 4 % (so bei Larve IV mit 90 ± 4). Unsicher dagegen ist, wie schon früher erwähnt, die Thermalkonstante oder Temperatursumme der Embryonalentwicklung mit 240. Bei dieser wurde von einer Bestimmung des mittleren Fehlers Abstand genommen, da nur 3 Werte zur Berechnung zur Verfügung standen. Unter Berücksichtigung dieser Unsicherheit wird man demnach die Standardabweichung für die Thermalkonstante der Gesamtentwicklung etwas höher anzusetzen haben als mit ± 10, welcher Wert sich nach der bekannten Formel berechnet.[1]) Schätzungsweise dürfte sie ± 40 betragen.[2]) Man kann demnach die Thermalkonstante oder Temperatur-

[1]) $\mu = \sqrt{\mu_1^2 + \mu_2^2 + \mu_3^2 \ldots . \mu_n^2}$.

[2]) Wenn Variationsbreite oder Streuung der Einzelprozesse berücksichtigt werden, dann wird diese Standardabweichung noch erheblich größer als oben angegeben. Eine Durchführung der gesamten Berechnungen auf dieser Grundlage mußte indessen aus technischen Gründen unterbleiben.

summe für die gesamte Entwicklung der Nonne (unter Einschluß der Embryonalzeit) im großen und ganzen durch den Wert zum Ausdruck bringen:

$$\text{Gesamttemperatursumme} = 1240 \pm 40.$$

Sedlaczek (30), der das Verhalten der Nonne an Hand von Freilandbeobachtungen und meteorologischen Daten studierte, gibt an, daß für ihre Larven- und Puppenentwicklung in den Monaten Mai, Juni, Juli eine wirksame Temperatursumme von über 1500 (Tagesgraden) erforderlich sei. Dieser Wert ist im Sinne der alten Temperatursummenregel durch einfache Addition der Tagesgrade berechnet. Er ist somit mit den vorliegenden Zahlen, die auf experimentellen Daten fußen, und nach der verbesserten Blunckschen Temperatursummenregel (2) unter Berücksichtigung des t_α-Wertes (sogenannter „Entwicklungsnullpunkt") ermittelt worden sind, nicht vergleichbar. Die Larven- und Puppenzeit der Nonne, also ohne die Eiperiode im Frühjahr und Herbst, erfordert nach den obigen Zahlen eine Temperatursumme von rund 930. Der Wert ist erheblich geringer als der von Sedlaczek genannte. Er stellt, ebenso wie jener für die Gesamtentwicklung (mit Einschluß der Eizeit) von 1240 die eigentliche „effektive Temperatursumme" vor, insofern als bei beiden Zahlen die t_α-Werte, unterhalb deren die Temperaturen für die Entwicklung im wesentlichen unwirksam bleiben, berücksichtigt wurden.

IV. Nahrungsqualität und Entwicklungsdauer.

Zwecks Feststellung, inwiewiet die Nahrungsqualität die Entwicklungsdauer der Nonne (bei sonst gleichen Temperatur- und Feuchtigkeitsbedingungen) zu beeinflussen vermag, wurden zunächst 4 Einzelversuche mit Larve I in jeweils doppelter Wiederholung angesetzt. Als Nahrung wurde in den beiden Versuchsreihen gereicht: Fichte (Maitriebe), Kiefer (treibende Knospen), Buche (junge Blätter), Lärche (frische Maitriebe). Die Versuchstiere wurden bis zur Häutung durchgehend in jedem Einzelversuch mit ein und derselben Futterart ernährt. Im übrigen liefen die Einzelversuche bei Temperaturen von

Versuchsreihe		Fichte	Kiefer	Buche	Lärche
I	n = . . .	99	80	31	61
	M = . . .	14,9 ± 3,2 Tage	16,0 ± 2,9 Tage	16,0 ± 1,8 Tage	19,0 ± 4.6 Tage
II	n = . . .	79	40	9	33
	M = . . .	16,9 ± 3.6 Tage	17,3 ± 3,3 Tage	16,7 ± 3,4 Tage	18,8 ± 4,1 Tage
Insgesamt	n = . . .	178	120	40	94
	M = . . .	15,8 ± 3,5 Tage	16,4 ± 3,1 Tage	16,1 ± 2,1 Tage	18,9 ± 4.4 Tage
Variationsbreite	kürzeste Zeit	10 Tage	12 Tage	14 Tage	12 Tage
	längste Zeit	25 Tage	27 Tage	25 Tage	33 Tage

17—18 ° C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 98—100 %. [1]) Ihre Ergebnisse sind in der vorstehenden Tabelle zusammengestellt:

Faßt man hier lediglich die Mittelwerte der beiden Versuchsreihen und jene des Gesamtdurchschnittes ins Auge, so scheint ohne weiteres ein deutlicher Einfluß der Nahrungsqualität auf die Entwicklungsdauer des ersten Larvenstadiums vorzuliegen. Berücksichtigt man indessen die relativ große Standardabweichung der Einzelversuche nach den strengen Regeln der mathematischen Statistik, so wird diese Schlußfolgerung problematisch! In keinem einzigen Fall läßt sich — selbst wenn man die extremsten Mittelwerte von Fichte mit $14{,}9 \pm 3{,}2$ Tagen auf der einen Seite und Lärche mit $19{,}0 \pm 4{,}6$ Tagen auf der andern Seite einander gegenüberstellt — mit Sicherheit eine „signifikante Differenz" nachweisen.

Da indes für Lärche sowohl Standardabweichung als auch Variationsbreite einen erheblich größeren Wert besitzen als für Fichte, Kiefer und Buche — für welch letzteren sie sich annähernd in denselben Grenzen bewegen — dürfte der Lärche als Nährpflanze doch wohl ein gewisser verzögernder Einfluß auf die Entwicklungsdauer zukommen. Sicher nachweisbar ist er allerdings bei Berücksichtigung lediglich des ersten Stadiums nicht.

Der Gedanke lag nahe, daß bei durchlaufender Zucht an verschiedenen Nährpflanzen bis zur Erreichung des Puppenstadiums etwa vorhandene Unterschiede deutlicher in Erscheinung treten. Ein entsprechend groß angelegter Versuch mußte leider ergebnislos abgebrochen werden, da von ihm wegen Auftretens der Polyederkrankheit keine einwandfreien Ergebnisse mehr zu erwarten waren.

Zusammenfassend läßt sich sagen, daß auf Grund von Fütterungsversuchen mit Fichte, Kiefer, Buche und Lärche an Larve I unter übereinstimmenden Temperatur- und Luftfeuchtigkeitsbedingungen die ersteren 3 Nährpflanzen keinen bemerkenswerten Einfluß auf die Entwicklungsdauer zeigen, während bei Lärche als Nahrung scheinbar eine geringe Verzögerung der Entwicklungsdauer eintritt.

V. Mortalität und Entwicklungsdauer.

Aus den vorhandenen Versuchsreihen sei hier als Beispiel nur jene der Eimortalität und der Schlüpfdauer des Eies vergleichend gegenübergestellt. Da bei ihr infolge Wegfalls der täglichen Fütterung usw. keinerlei Fehlerquellen entstehen, gibt sie das Wesen der Erscheinung am deutlichsten wieder:

[1]) Auf die Mitteilung der Ergebnisse von weiteren 16 Einzelversuchen mit Larve I zur Frage des Nahrungseinflusses, die jedoch bei anderen Luftfeuchtigkeitswerten angesetzt waren, sei hier verzichtet. Da bei diesen die verschiedenartige Änderung der Turgeszenz von Fichte, Kiefer, Buche und Lärche in trockener Luft als Fehlerquelle in Erscheinung trat, sind ihre Resultate nicht einwandfrei vergleichbar.

In Abb. 15 (A, B, C) sind zunächst für 3 verschiedene Luftfeuchtigkeitsstufen, und zwar 100 % (15 A), 70—80 % (15 B) und 30—40 % (15 C) die jeweils empirisch ermittelten Schlüpfdauerkurven eingezeichnet (—·—·—). Jede der 3 Figuren enthält gleichzeitig die entsprechende theoretische Hyperbelkurve (———). Den Abbildungen ist zu entnehmen, daß der Deckungsbereich von theoretischer und empirischer Kurve sich je nach den Feuchtigkeitsverhältnissen des Experimentes ändert. Er liegt für:

100 %	relativer	Luftfeuchtigkeit	zwischen	rund	7,5—22 ° C
70—80 %	„	„	„	„	8,5—20 ° C
30—40 %	„	„	„	„	9,5—20 ° C

Die rechte Ordinatenachse gibt in den 3 Einzeldarstellungen den Maßstab der Mortalitätsprozente an, wie sie von Fall zu Fall zur Beobachtung gelangten. Die entsprechenden Punkte (o) sind durch gestrichelte Linien verbunden.

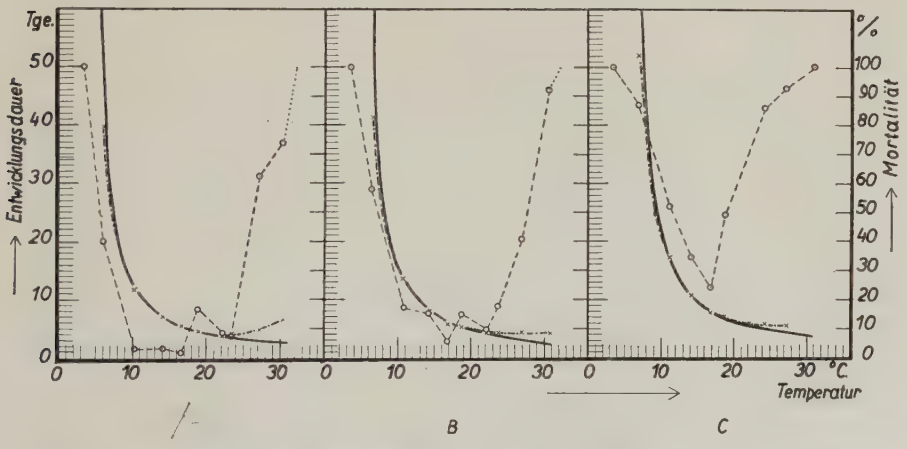


Abb. 15. Schlüpfdauer des Eies und Mortalität. (Näheres im Text.)

Vergleicht man den Verlauf dieser Mortalitätslinien mit jenem der Schlüpfkurve des Eies, so fällt zunächst auf, daß der Bereich geringster Sterblichkeit nicht mit jenem der kürzesten Entwicklungsdauer zusammenfällt. Er liegt vielmehr in einer mittleren Temperaturzone, die demnach die günstigsten vitalen Bedingungen umfaßt.

Das Ergebnis deckt sich im wesentlichen mit den Befunden, die Kozhantschikov (16, 17) kürzlich veröffentlichte. Sie sind — was besonders bemerkenswert ist — auf grundsätzlich anderer experimenteller Basis gewonnen worden (Herzschlagfrequenz usw.). Auch dieser Autor folgert, daß nicht jene Temperaturen, in denen gewisse physiologische Prozesse am raschesten ablaufen, dem Optimum der Bedürfnisse der Art entsprechen. Der Bereich liegt vielmehr auch nach ihm in einer mittleren Temperaturzone, die einen gleichmäßigen Ablauf der Prozesse gewährleistet.

Weiterhin geht aus den 3 Teilbildern (Abb. 15 A, B und C) hervor, daß Hyperbel und empirische Schlüpfkurve in jenem Bereich in brauchbarer Deckung stehen, in dem die relativ geringste Sterblichkeit auftritt: Da, wo die Mortalität etwa unter 25 % liegt, ist im großen ganzen noch befriedigende Übereinstimmung vorhanden.[1]) Außerhalb dieser Zone laufen theoretische und empirische Kurve mehr oder minder auseinander. Es bestätigt dieses Verhalten somit die Gültigkeit der herrschenden Auffassung, wonach die Hyperbel innerhalb eines „vitalen Temperaturbereiches" die Abhängigkeit der Entwicklungsdauer von der Temperatur in befriedigender Weise auszudrücken vermag.

Im Prinzip ähnlich — wenn auch nicht ganz so überzeugend wie bei obigem Beispiel — lagen die entsprechenden Verhältnisse zwischen Larvensterblichkeit und larvaler Entwicklungsdauer, worauf in diesem Zusammenhang nur kurz hingewiesen sei.

VI. Folgerungen aus den dargelegten Ergebnissen.

In den vorausgehenden Abschnitten sind die Ergebnisse umfangreicher experimenteller Untersuchungen über den Einfluß der Temperatur auf die Entwicklungsdauer der Nonne zusammengestellt. Ihre Auswertung führte zur Auffindung gewisser „artspezifischer Konstanten", so der t_a-Werte der Entwicklung („Entwicklungsnullpunkt") und der Thermalkonstanten bezw. der Temperatursumme. Daß der allgemeinen Nutzbarmachung dieser Zahlen für praktische und theoretische Zwecke Schwierigkeiten im Wege stehen, darf nicht übersehen werden.

Zunächst sind es Bedingtheiten genotypischer Art, die eine allgemeine Verwendbarkeit dieser Konstanten beeinträchtigen. Schon der Umstand, daß jedes Entwicklungsstadium, wie gezeigt werden konnte, seinen besonderen t_a-Wert besitzt, und daß bei der Nonne mit einem Durchschnittswert dieser Größe für die Gesamtentwicklung nicht viel anzufangen ist, erschwert das praktische Arbeiten mit den Zahlen, wenn es ein solches auch keineswegs ausschließt. Wichtiger erscheinen in diesem Zusammenhang Goldschmidts (10) Erfahrungen beim Schwammspinner, denen zufolge bei verschiedenen geographischen Rassen einer Art mit gewissen Unterschieden der „Konstanten" gerechnet werden muß. Endlich legen die Ergebnisse Kühns (18, 19) an *Ephestia Kühniella* die Vermutung nahe, daß auch für Insektenpopulationen ein und derselben Herkunft je nach der Generation gewisse Schwankungen der „Konstanten" eintreten werden. Es hängt dies wahrscheinlich mit dem Umstand zusammen, daß in freier Natur auftretende Populationen keine reinen Linien im Sinne der Genetik zu sein pflegen. Je nach den Schicksalen

[1]) Ob dieser Mortalitätsgrenzenwert auch bei anderen Arten, bezw. anderen Entwicklungsstufen gilt, sei dahingestellt.

einer Generation wird innerhalb einer Population der Anteil bald der einen, bald der anderen Linie mehr in den Vordergrund treten und damit die Durchschnittswerte der „Konstanten" entsprechend beeinflussen. Der Begriff der „artspezifischen Konstanten" ist unter diesen Umständen kaum scharf zu erfassen.

Aber auch paratypische Faktoren nicht thermischer Art können die Entwicklungsdauer und damit t_α-Wert und Thermalkonstante bis zu einem gewissen Grad abändern, so insbesondere die Luftfeuchtigkeit, sodann Qualität und Quantität der Nahrung. Gerade die letztere kann bei manchen polyphagen Arten für die Entwicklungsdauer bekanntlich außerordentlich bedeutungsvoll werden.

Im besonderen Fall der Nonne, mit der wir es hier zu tun haben, dürfte allerdings die Wirkung der Luftfeuchtigkeit im natürlichen Biotop nicht wesentlich sein. Hier sind Schwankungen der Luftfeuchtigkeitsgrade im Bereich von 50—100 % die Regel. Von diesem Intervall aber konnte (wenigstens für das erste Stadium) gezeigt werden, daß sein Einfluß auf die Entwicklungsdauer nicht übermäßig groß ist. Etwas anders liegen die Verhältnisse für das Ei (während seiner Schlüpfperiode). Bei diesem muß indes berücksichtigt werden, daß der natürliche Aufenthaltsort des Nonneneies unter feuchter Borke oder in Rindenritzen eine ziemlich gleichmäßige Luftfeuchtigkeit gewährleistet, die schätzungsweise 50—100 % entsprechen dürfte. Was den Einfluß der Nahrungsqualität auf die Entwicklungsdauer angeht, so dürfte er nach den mitgeteilten Erfahrungen wenigstens für die Hauptnährpflanzen der Nonne kaum von grundsätzlicher Bedeutung sein.

Eine weitere Schwierigkeit folgt aus dem Wesensunterschied der klimatischen Verhältnisse am natürlichen Aufenthaltsort der Nonne, und jenen, wie sie im Laboratoriumsexperiment bestehen, auf welch letzteres sich die Berechnung der Konstanten aufbaut. Im ersteren Fall wirken Wechseltemperaturen mit mehr oder minder weitgehenden täglichen Schwankungen. Im letzteren Fall ist weitgehende Konstanz der wirkenden Temperaturen angestrebt. Daß diese beiden Expositionsarten des Temperaturfaktors verschiedene Wirkungen zeigen können, ist durch Untersuchungen amerikanischer Autoren und neuerdings solcher von Voûte (38) belegt. Gesetzmäßige Zusammenhänge sind bislang noch nicht festgestellt. Immerhin sprechen Shelfords Erfahrungen dafür, daß die Mittelwerte von Freilandtemperaturen im Vergleich zu entsprechenden konstanten Temperaturen eine Beschleunigung der Entwicklungsgeschwindigkeit von rund 8 % bewirken. Voûte zeigte bei *Ephestia kühniella*, daß teils beschleunigender, teils verzögernder Einfluß eintritt, je nach Lage des Intervalls, in dem das Variieren der Temperaturen erfolgt.[1])

Endlich bleibt zu erwägen, daß die Temperaturen des Mikroklimas, denen die Tiere an ihrem natürlichen Aufenthaltsort exponiert sind,

[1]) Eidmann (7) folgert aus entsprechenden Untersuchungen bei der Kieferneule, daß Mittelwerte von Wechseltemperaturen denselben Einfluß auf die Entwicklungsdauer besitzen wie entsprechend konstante Temperaturen. Da seine Schlüsse auf viel zu geringen experimentellen Daten beruhen, erscheint mir die Zulässigkeit ihrer Verallgemeinerung zunächst noch problematisch.

nicht ohne weiteres mit jenen identifiziert werden können, die uns auf Grund allgemeiner meteorologischer Messung für unsere Zwecke im praktischen Fall allein zur Verfügung stehen.

Faßt man die hier angedeuteten Schwierigkeiten ins Auge, dann versteht sich von selbst, daß der Versuch einer Nutzbarmachung der experimentell gewonnenen Konstanten für weiterreichende Ziele zu keiner „absoluten" Übereinstimmung mit der Wirklichkeit führen kann. Bei der unübersehbaren Mannigfaltigkeit der Wechselbeziehungen in der Welt der Erscheinungen ist es a priori aussichtslos, einen derartigen Übereinstimmungsgrad zu erreichen. Man muß sich vielmehr nach Lage der Dinge von vornherein mit Näherungswerten begnügen. Daß diese sowohl in praktischer als auch theoretischer Hinsicht durchaus brauchbar sein können, ist den folgenden Ausführungen zu entnehmen. —

a) Zur Phänologie der Entwicklungsstufen: Die Vorausbestimmung der Erscheinungszeit der einzelnen Stadien spielt in der Nonnenbekämpfung eine wichtige Rolle: Da die wirksamen modernen Kampfmittel nur bei den jüngeren Stufen dieser Art (I—III) vollen Erfolg versprechen, ist das Ergebnis der Bekämpfung von der rechtzeitigen Voraussage ihres Erscheinens abhängig.

Unter Zugrundelegung von Wellensteins (40) sorgfältigen Freilandbeobachtungen im Neustadter Revier zur Phänologie der Nonne und unter Heranziehung von Monatsmitteltemperaturen einer benachbarten meteorologischen Station (Coburg) sei an einem Beispiel die praktische Verwendbarkeit der experimentellen Befunde auseinandergesetzt.

Nach den phänologischen Kurven des genannten Autors traten 1931 in Neustadt die einzelnen Nonnenstadien im wesentlichen [1]) während folgender Zeiten in Erscheinung:

Schlüpfen des Eies	vom	4. Mai bis 18. Mai;	Hauptzeit 12. Mai
Auftreten von Larve 1 . .	vom	4. Mai bis 22. Mai;	Hauptzeit 12. bis 16. Mai
Auftreten von Larve 2 . .	vom	16. Mai bis 1. Juni;	Hauptzeit 18. bis 22. Mai
Auftreten von Larve 3 . .	vom	22. Mai bis 8. Juni;	Hauptzeit 26. Mai
Auftreten von Larve 4 . .	vom	28. Mai bis 13. Juni;	Hauptzeit 3. bis 7. Juni
Auftreten von Larve 5 . .	vom	5. Juni bis 7. Juli;	Hauptzeit 15. Juni
Auftreten von Larve 6 . .	vom	17. Juni bis 19. Juli;	Hauptzeit 19. bis 31. Juli
Auftreten von Puppe . . .	vom	19. Juni bis 23. Juli;	Hauptzeit 1. bis 9. Juli
Auftreten von Falter . . .	vom	9. Juli bis 10. August;	Hauptzeit 23 Juli

Die mittleren Temperaturen für Coburg und das Jahr 1931 sind folgende: [2])

I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
— 0,8	— 1,5	0,2	5,8	16,1	16,9	16,9	15,6	9,8	6,6	3,7	— 1,8° C

[1]) Es sind hier die Zeiten herausgegriffen, in denen mehr als 10 % der vorhandenen Population dem betreffenden Stadium angehörten. Unter „Hauptzeit" ist der Termin zu verstehen, in den der Gipfelbereich der phänologischen Kurve fällt.

[2]) Vgl. Deutsches Met. Jahrbuch; Bayern 1931, Jahrg. 53. München 1932.

Zieht man zunächst t_α-Wert und Entwicklungsdauerkurve des Eies während der Schlüpfperiode in Betracht (Abb. 1), mit dem im Frühjahr die Nonnenentwicklung einsetzt, so scheiden bei einem t_α-Wert von 4,9 ° C für dieses Stadium die Monate I—III (einschließlich) für Coburg 1931 wegen zu tiefer mittlerer Temperaturen aus der Nonnenentwicklung aus. Erst im April übertrifft die Mitteltemperatur von 5,8 ° C den t_α-Wert des Eies um 0,9 °. Bei dieser Temperatur von 5,8 ° würde die Entwicklungsdauer des Eies rund 60 Tage beanspruchen (vgl. Abb. 1). Da im April nur 30 Tage zur Verfügung stehen, bleibt rund $^1/_2$ der Entwicklung im Mai zu durchlaufen übrig. Dieser Monat weist eine Mitteltemperatur von 16,1 ° C auf. Bei ihr beansprucht die Gesamteischlüpfdauer rund 6 Tage. Da $^1/_2$ der Entwicklung bereits im April durchlaufen ist, würden mithin im Mai noch rund 3 Tage für das Ei erforderlich sein.

In entsprechender Weise ist für die übrigen Stadien zu verfahren, unter jeweiliger Heranziehung der betreffenden Entwicklungsdauer-Diagramme (Abb. 4—10) und des entsprechenden t_α-Wertes. Vom Oktober (einschließlich) ab sind die mittleren Temperaturen wieder als unwirksam zu bezeichnen, da dieser Monat mit 6,6 ° C im Mittel bereits unter dem t_α-Wert des Eies während der Embryonalzeit (6,8 ° C) liegt. Verfährt man in der angedeuteten Weise, so erhält man für die Phänologie der Nonne in der Umgebung C o b u r g s im Jahre 1931 folgende theoretisch berechneten Verhältnisse:

Monat	Stadium	Tage[1])	(Mitteltemp. — t_α)		part. Temp. = Summe[1])
IV.	Ei (Schlüpfperiode) . .	30.	(5,8	— 4,9)	= 27
V.	Ei (Schlüpfperiode) . .	3.	(16,1	— 4,9)	= 34
	L_1	17.	(16,1	— 3,2)	= 220
	L_2	8.	(16,1	— 5,7)	= 83
	L_3	3.	(16.1	— 7,2)	= 27
VI.	L_3	6.	(16,9	— 7,2)	= 58
	L_4	10.	(16,9	— 7,6)	= 93
	L_5	14.	(16,9	— 7.8)	= 127
VII.	L_6	18.	(16,9	— 6,0)	= 196
	P ♂♀	13.	(16,9	— 8,4)	= 110
VIII.	P ♂♀	2.	(15,6	— 8,4)	= 14
	Rest (Ei-Embryo) . . .	29.	(15,6	— 6,8)	= 225
IX.	Rest (Ei-Embryo) . . .	30.	(9,8	— 6,8)	= 90
				Gesamtsumme	= 1334

Vergleicht man zunächst in großen Zügen diese theoretisch berechnete phänologische Tabelle mit W e l l e n s t e i n s Freilandbeobachtungen, so ist eine gewisse Übereinstimmung unverkennbar: theoretisch beginnt das Eischlüpfen Anfang Mai. Auf diesen Monat ent-

[1]) Abgerundet.

fällt auch Larve I, Larve II, Larve III. Im Juni tritt nach der theoretischen Rechnung noch ein Teil von Larve III, anschließend Larve IV und Larve V auf. Juli wird durch Larve VI und Puppezeit ausgefüllt. Letztere findet Anfang August ihr Ende.

Bei genauer Betrachtung liegen die Verhältnisse folgendermaßen: Der Beginn des Eischlüpfens fällt nach der theoretischen Berechnung auf den 3. Mai. Wellensteins empirische Daten nennen hierfür den 4. Mai.

Larve I müßte zufolge der theoretischen Rechnung vom 4. Mai bis 20. Mai auftreten. Wellensteins Freilanddaten geben als Erscheinungszeit dieses Stadiums im wesentlichen die Zeit vom 4. Mai bis 22. Mai an.

Larve II: theoretisch berechnete Erscheinungszeit: 21. Mai bis 28. Mai; Freilandbeobachtungen Wellensteins: 16. Mai bis 1. Juni.

Larve III: theoretische Erscheinungszeit: 29. Mai bis 6. Juni; Freilandbeobachtung: 22. Mai bis 8. Juni.

Larve IV: theoretische Erscheinungszeit: 7. Juni bis 16. Juni; Freilandbeobachtung: 28. Mai bis 13. Juni.

Larve V: theoretische Erscheinungszeit: 7. Juni bis 30. Juni; Freilandbeobachtung: 5. Juni bis 7. Juli.

Larve VI: theoretische Erscheinungszeit: 1.—18. Juli; Freilandbeobachtung: 17. Juni bis 19. Juli.

Puppe: theoretische Erscheinungszeit: 19. Juli bis 2. August; Freilandbeobachtung: 19. Juni bis 23. Juli.

Falter: theoretisch ab 3. August; beobachtet im Freiland: 9. Juli bis 10. August.

Für den Beginn des Eischlüpfens, ebenso für das Auftreten von Larve I und Larve II ist demnach die Übereinstimmung der theoretisch ermittelten Erscheinungszeiten mit den beobachteten Freilandverhältnissen gut bis sehr gut. Für Larve III und Larve IV ist sie noch als befriedigend und für praktische Zwecke durchaus brauchbar zu bezeichnen.

Erst von Larve V ab ergeben sich größere Differenzen. Diese älteren Stadien beginnen mit ihrem Auftreten stets wesentlich früher als dies zufolge der theoretischen Rechnung der Fall sein sollte. Bei der Puppenzeit macht diese Differenz im ersten Auftreten volle 4 Wochen aus.

Man muß in diesem Zusammenhang erwägen, daß ein Teil der Larven schon nach Abschluß des fünften Larvenstadiums zur Verpuppung schreitet, was in der theoretischen Berechnung nicht berücksichtigt werden kann. Für alle Stadien gilt ferner, daß sie sich in freier Natur in ihrem zeitlichen Auftreten weitgehend überschneiden, während in der Berechnung die Stufen in strenger Aufeinanderfolge (also scharf getrennt) eingesetzt werden müssen. Wahrscheinlich spielt schließlich auch der Umstand eine Rolle, daß die wechselnden Freilandtemperaturen eine gewisse Beschleunigung der Entwicklung herbeiführen, die

sich natürlich mehr und mehr bemerkbar machen wird, je weiter die Gesamtentwicklung vorrückt.

Alles in allem läßt sich zusammenfassend sagen, daß für die in der Praxis der Bekämpfung besonders bedeutungsvollen jüngeren Stadien der Nonne die theoretische Berechnung an Hand der experimentellen Befunde selbst unter Berücksichtigung von Monatsmitteltemperaturen benachbarter Orte durchaus brauchbare Unterlagen liefert. Erst in den älteren Stufen, etwa von Larve V ab bis zu Beginn des Falterschlüpfens treten Unregelmäßigkeiten auf, die eine praktische Verwendung der berechneten Werte erschweren.

Wahrscheinlich würde bei Verwendung von Temperaturmittelwerten aus Dekaden oder Pentaden, die am Ort des Nonnenauftretens selbst ermittelt werden, die Übereinstimmung noch wesentlich weitergehen als im oben ausgeführten Beispiel. —

b) **„Nonnen-Temperaturindex" und Verbreitungsgebiet:** Inwieweit Bluncks Temperatursummenregel geeignet ist festzustellen, ob eine Örtlichkeit die für das Auftreten einer Art erforderlichen thermischen Bedingungen erfüllt, dafür ist an anderer Stelle [1]) das Grundsätzliche bereits mitgeteilt: Wenn die Thermalkonstante der Gesamtentwicklung jene spezifische Temperatursumme wiedergibt, die eine volle Generation zu ihrem Ablauf erfordert, dann ist die dauernde Existenz der Art nur in Gebieten möglich, deren Temperaturverhältnisse alljährlich diese Temperatursumme aufweisen. Wo dies nicht der Fall ist, muß die Art notwendig verschwinden, wo der Wert gerade erreicht wird, eine Grenze des Verbreitungsgebietes liegen.

Anders ausgedrückt: Wird der Quotient aus

$$\frac{\text{„örtlicher Jahrestemperatursumme"}}{\text{„Thermalkonstante der Gesamtentwicklung"}} \geq 1,$$

so ist dort bezüglich der Temperatur die Existenz der Art theoretisch möglich. Wird dieser Quotient < 1, so ist die zum Ablauf einer vollen Generation erforderliche Temperatursumme am Ort nicht vorhanden. Die Art, sofern sie eine einzige erblich fixierte Generation im Jahr besitzt, wird an Orten mit solchen thermischen Bedingungen fehlen. Der Einfachheit wegen sei im folgenden dieser Quotient als „Nonnen-Temperaturindex" eines Ortes bezeichnet.

Wie die örtliche Temperatursumme, bezogen auf die Nonne, bestimmt werden kann, ist an einem konkreten Beispiel für Coburg und das Jahr 1931 gezeigt worden. Sie belief sich im obigen Fall auf 1334.

[1]) Zwölfer (47).

Auf Grund der experimentellen Befunde betrug die Thermalkonstante der Gesamtentwicklung für die Nonne rund 1240. Der „Nonnen-Temperaturindex“ für Coburg und 1931 wird demzufolge:

$$\frac{\text{örtliche Temperatursumme}}{\text{Thermalkonstante der Gesamtentwicklung}} = \frac{1334}{1240} \sim 1{,}09 \sim 1{,}1.$$

Hier ist der Nonnen-Temperaturindex eines Ortes berechnet unter Zugrundelegung der Monatsmitteltemperaturen eines bestimmten Jahrgangs. Verschiedene Jahrgänge zeigen bekanntlich verschiedene Monatsmitteltemperaturen. Demzufolge wird jeder Jahrgang Schwankungen des Temperaturindex aufweisen.[1])

Bei Benutzung langjähriger Monatsmittelwerte eines Ortes zur Berechnung der Jahrestemperatursumme gibt der Nonnentemperaturindex naturgemäß Aufschluß, ob die thermischen Bedingungen einer Gegend auf lange Sicht ein Auftreten der Nonne gestatten. Praktisch vollzieht sich die Bestimmung dieses Indexwertes bei Verwendung langjähriger Monatsmittel in analoger Weise wie im obigen Zahlenbeispiel. Berechnet man in dieser Weise für ein großes Gebiet und eine große Anzahl von Orten die Nonnentemperaturindizes auf Grund langjähriger Monatsmittel und stellt sie kartographisch zusammen, so muß sich hieraus zunächst die Lage der Nordgrenze und ebenso jene der vertikalen oberen Verbreitungsgrenze der Nonne (soweit sie thermisch bedingt sind) ohne weiteres ergeben. An sich sind derartige Grenzen nicht starr, sondern in steter vor- und rückläufiger Bewegung zu denken, wie denn auch die Temperaturindizes von Jahr zu Jahr Schwankungen unterliegen.[1]) Das „normale Verhalten“ kann demnach nur die im Durchschnitt der Jahre vorliegende Verbreitungsgrenze wiedergeben.

Daß dieses Verfahren zur Bestimmung der Nordgrenze und der vertikalen oberen Grenze des Verbreitungsgebietes der Nonne verwendbar ist, erscheint verständlich. Schwieriger liegt der Fall, wenn mit Hilfe des Temperaturindex die (thermisch bedingte) Südgrenze bezw. die vertikale untere Grenze der Nonnenverbreitung ermittelt werden soll. Abgesehen von dem Umstand, daß sie wahrscheinlich vielfach durch biotische Faktoren, insbesondere durch das Vorhandensein oder Fehlen geeigneter Nährpflanzen mitbestimmt wird, ist logisch nicht ohne weiteres erkennbar, durch welchen Indexwert die Südgrenze festgelegt werden soll. Hier ist man auf die Erfahrung angewiesen: Ein Vergleich der Indexwerte an Orten, die durch Beobachtung als Südgrenze der Nonnenverbreitung bekannt sind, kann zu den gesuchten Werten führen.

[1]) Im Laufe von 7 aufeinanderfolgenden Jahren lag er beispielsweise für Coburg im Extrem zwischen 1,09 und 1,39, also rund 1,1 und 1,4.

Der Gedanke, auf diesem Wege den zweiten Grenzwert für den Temperaturindex festzulegen, knüpft an das Optimumgesetz an: Diesem zufolge ist bekanntlich jeder ökologische Faktor in seiner Wirksamkeit nach unten und nach oben begrenzt. Auch der Temperaturindex eines Ortes kann als quantitativer Ausdruck ökologischer Faktoren aufgefaßt werden. Sein unterer Grenzwert liegt, wie oben gezeigt wurde, bei 1,0 (bezw. um 1,0). Sein oberer Grenzwert muß durch Vergleich mit der durch Beobachtung ermittelten Südgrenze festgestellt werden.

In unserem Sonderfall ist es zweckmäßig, die relativ gut bekannten Verbreitungsverhältnisse der Nonne in Südrußland zum Vergleich heranzuziehen. Da dieses Gebiet einem großen Kontinentalblock angehört und einförmige orographische Verhältnisse aufweist, zeigt es mit fortschreitender geographischer Breite gleichmäßige Übergänge seiner Temperaturverhältnisse bezw. der Temperaturindexwerte. Ein entsprechender Vergleich führt hier zu dem Ergebnis, daß die Südgrenze der Nonnenverbreitung durch den Nonnentemperaturindex von 1,5—1,6 gekennzeichnet ist. Er muß sinngemäß auch für die vertikale untere Verbreitungsgrenze gelten. —

Europäisches Verbreitungsgebiet: Nach diesen allgemeinen Richtlinien ist in der Kartenskizze Abb. 16 das thermische Verbreitungsgebiet der Nonne für Europa entworfen, wie es sich auf Grund der Berechnung aus langjährigen Monatsmittelwerten für rund 190 Orte darstellt. Zum Vergleich sind die durch Beobachtung festgestellten nördlichsten und südlichsten Vorkommnisse der Nonne durch schwarze Kreispunkte eingezeichnet. Letztere sind Wilkes (42) eingehender Arbeit entnommen. Die in der Karte eingezeichneten Zahlen geben die Nonnentemperatur-Indexwerte der betreffenden Ortschaften an.

Die Einzeichnung der Ortsnamen mußte in dieser Karte aus Gründen der Übersichtlichkeit unterbleiben. Die Indexwerte sind berechnet teils nach Hann (11), teils, und zwar für Rußland, nach dem umfassenden Werk von Wild (41). Außerdem fanden noch einige andere bei Hann zitierte Spezialarbeiten Berücksichtigung, soweit dieselben zugänglich waren. Das Werk von Wild gibt „wahre Temperaturmittel", also reduzierte Werte. Er führt die entsprechenden Korrektionsgrößen auf. Sie sind vergleichsweise gering und die aus ihrer Vernachlässigung resultierenden Fehler erscheinen im vorliegenden Fall unwesentlich.

Ein Blick auf Abb. 16 zeigt, daß die berechnete Nordgrenze sich gut mit der durch Beobachtung festgestellten deckt, und zwar sowohl für das europäische Rußland, als auch für Schweden, Norwegen und England.

Für Norwegen beispielsweise ist bisher nur ein Fundort der Nonne aus der Umgebung Kristianias bekannt. Und dies ist auch der einzige Ort Norwegens, dessen Nonnentemperaturindex im langjährigen Mittel den Grenzwert 1,0 erreicht. Alle übrigen Orte Norwegens zeigen Indexwerte $< 1{,}0$.

In England muß die theoretisch berechnete Nordgrenze zwischen York mit 1,0 und Edinburgh mit 0,9 liegen. In der Tat ist auch hier das nördlichste Vorkommen der Nonne bei York festgestellt worden.

Südschweden hat mehrere Orte mit einem Indexwert von 1,0. die theoretische Grenzziehung mit dem 60. Breitengrad ist hier etwas unsicher, da für Upsala, in dessen Umgebung die Nonne noch auftritt,

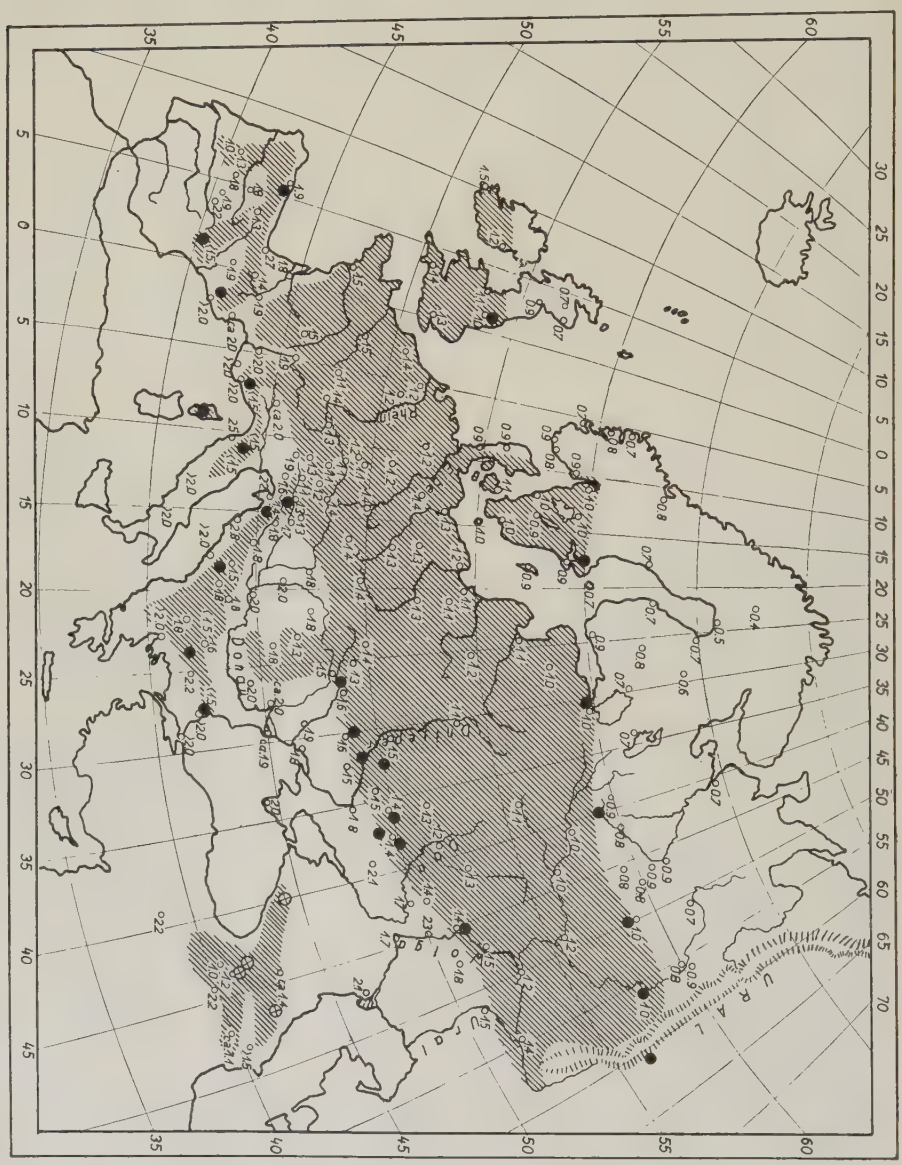


Abb. 16. Thermisches Verbreitungsgebiet der Nonne in Europa (= Bereich des Nonnen-Temperaturindex 1,0–1,6), berechnet an Hand der Temp.-Entw.-Rel. auf Grund langjähriger Monats-Temperaturmittel. (● nördlichste und südlichste beobachteten Nonnenvorkommnisse nach Wilke. ⊕ Fundorte im Kaukasus.)

Temperaturmittelwerte nicht zu beschaffen waren. Stockholm, südlich von Upsala, hat einen Indexwert von 0,9. Doch muß hier berücksichtigt werden, daß Stockholm durch seine Küstenlage etwas exponiert ist. Das in ähnlicher geographischer Breite wie Upsala aber im Inland

liegende Karlstadt besitzt einen Indexwert von 1,0. Upsala dürfte demnach denselben Wert aufweisen.

Finnland ist nach Wilke nonnenfrei. Dies entspricht vollkommen der theoretischen Berechnung, die für ganz Finnland zu Nonnen-Temperaturindexwerten $< 1{,}0$ führt.

Für das europäische Rußland ist die Übereinstimmung der berechneten mit der beobachteten Nordgrenze in jeder Hinsicht befriedigend. Die Beobachtete verläuft etwa in der Linie Petersburg—Perm. Dasselbe gilt für die berechnete Nordgrenze.

Die Südgrenze der Nonnenverbreitung fällt in Südrußland bekanntlich mit der Südgrenze der Sommerlaubholzgewächse zusammen. Sie deckt sich auch annähernd mit den Indexwerten 1,5 bis 1,6. Es ist kaum zu entscheiden, welcher dieser beiden ökologischen Faktoren hier für die Begrenzung der wichtigere ist. Berücksichtigt man den letzteren, so folgt für den weiteren Verlauf der Südgrenze im übrigen Europa das in der Karte eingezeichnete Verhalten. Es deckt sich im großen ganzen mit dem von Wilke mitgeteilten südlichsten Vorkommen der Nonne. Zufolge der thermischen Verhältnisse müßte allerdings (und zwar im Gegensatz zu Wilkes Karte) die ungarische Tiefebene, ebenso der rumänische, serbische und bulgarische Anteil der Donautiefebene, sodann die Poebene und ein Teil Südfrankreichs nonnenfrei sein. Sie weisen Temperatur-Indexwerte auf, die größer als 1,6 sind. Ob das Fehlen der Nonne für diese Gebiete zutrifft, ist aus Wilkes Zusammenstellung der beobachteten Nonnenauftreten nicht ohne weiteres ersichtlich. In Rumänien z. B. soll die Nonne (nach Caradji) häufig sein. Das kann sich ebensogut auf die Vorberge der Karpathen beziehen, die ziemlich weit ins Land hineinreichen. Ähnliches gilt für Bulgarien. Hier ist bei Sofia die Nonne noch zur Beobachtung gelangt, was mit dem Temperaturindex von 1,6 dieses Ortes übereinstimmen würde.

Es darf in diesem Zusammenhang nicht übersehen werden, daß die theoretische Berechnung natürlich nur darüber Aufschluß geben kann, ob die Nonne an einem Ort ihre Entwicklung auf lange Sicht *vollenden* kann. Daß einzelne Tiere oder ganze Schwärme der Nonne auf beträchtliche Distanzen verweht werden können bezw. aktive Wanderungen unternehmen, ist bekannt. Solche Wanderungen können naturgemäß auch in Gebiete führen, die auf die Dauer für das Auftreten der Art ungeeignet sind. Und so kann unter Umständen ein unmittelbar beobachteter Fundort zu Unklarheiten über den wahren Grenzverlauf des Verbreitungsgebietes führen.

Für die südeuropäischen Länder ergeben sich bei der theoretischen Berechnung der Verbreitungsgrenze durch die Gebirgsverhältnisse und den Umstand, daß meist nur für Talstationen langjährige Mittelwerte vorliegen, gewisse Schwierigkeiten. In Nordspanien, Südfrankreich und Oberitalien (Gebiet der See-

alpen) ließ sich die vertikale untere Grenze des Nonnenauftretens auf Grund der Indexwerte mit rund 800—1000 m bestimmen. Ähnlich liegt sie im nördlichen Griechenland, für das Seitz (31) und Spuler (35) das Vorkommen der Nonne noch erwähnt. Im nördlichen Teil der Balkanhalbinsel (Serajewo 560 m : 1,5; Sofia 550 m : 1,6) dürfte sie zufolge der Temperaturindexwerte auf 500—600 m herabgehen. Bei der Festlegung des Verlaufs der Südgrenze in diesen Gebieten ist ferner auf die Verbreitung der Hartlaubgewächse, bezw. die Südgrenze der Sommerlaubgewächse Rücksicht genommen worden.[1])

Während in Südeuropa zufolge der Temperaturverhältnisse das Verbreitungsgebiet der Nonne eine gewisse Höhenlage auf die Dauer nicht unterschreiten kann, die südliche Grenze hier also mit der vertikalen unteren Grenze mehr oder minder zusammenfällt, liegen die Verhältnisse in Mitteleuropa entgegengesetzt. Hier erstreckt sich das Verbreitungsgebiet der Nonne über Tiefland und Mittelgebirge und pflegt eine vertikale obere Grenze auf die Dauer nicht zu überschreiten. Die Temperaturindexwerte dieser Gegenden zeigen an — was hier nur zusammenfassend erwähnt sei —, daß beispielsweise für Nord- und Mitteldeutschland die vertikale obere Grenze der Nonnenverbreitung bei etwa 500—600 m liegt (im langjährigen Mittel!). In Süddeutschland (bayerische Voralpen) zeigt die theoretische Berechnung Grenzlagen von rund 700 m an. Das steht in guter Übereinstimmung mit dem, was Wilke über die beobachtete vertikale obere Grenze der Nonnenverbreitung in Deutschland berichtet.[2])

Zusammenfassend läßt sich sagen: Das thermische Verbreitungsgebiet der Nonne im langjährigen Mittel ist durch Temperaturindexwerte in den Grenzlagen von rund 1,0—1,6 gekennzeichnet. Unter zweckmäßiger Benutzung dieser Größen, die mit Hilfe der Temperatur-Entwicklungsdauer-Relation aus den langjährigen Monatsmitteltemperaturen einer Gegend zu berechnen sind, läßt sich in befriedigender Weise sowohl Nordgrenze und vertikale obere Grenze, als auch Südgrenze und vertikale untere Grenze des Verbreitungsgebietes ermitteln. Dies gilt zunächst nur insoweit das Verbreitungsgebiet der Nonne durch thermische Verhältnisse bedingt ist. Der Vergleich des theoretisch festgestellten Verbreitungsgebietes der Nonne für Europa, mit dem hier tatsächlich beobachteten legt jedoch den Schluß nahe, daß die Temperatur den allen anderen übergeordneten ökologischen

[1]) Letzteres nach der Weltkarte von Brockmann-Jarosch (in: Rubner [28]).

[2]) Natürlich dürfen dieser Nonnenverbreitung nicht Ausnahmejahre mit extremen Witterungsverhältnissen zugrunde gelegt werden, sondern nur die langjährigen Normen.

Begrenzungsfaktor des Verbreitungsgebietes der Nonne vorstellt.

Es muß an dieser Stelle kurz erwähnt werden, daß schon von anderer Seite Versuche unternommen wurden, das Verbreitungsgebiet der Nonne mit Temperaturverhältnissen in Zusammenhang zu bringen. Im Gegensatz zur vorliegenden Arbeit wurden jedoch dabei lediglich gewisse Monatsisothermen vergleichsweise herangezogen. So bezeichnet Zederbauer (43) die 16° Juli-Isotherme als nördliche und vertikale obere Grenze der Nonnenverbreitung. Wilke hat bereits ihre Unbrauchbarkeit nachgewiesen. Er setzt statt dessen die 10,5° September-Isotherme. Diese befriedigt jedoch lediglich für Rußland einigermaßen. Für Skandinavien und England versagt auch sie. Demgegenüber zeigt der hier eingeschlagene Weg wesentlich bessere Übereinstimmung der berechneten und der beobachteten Verhältnisse. Er beweist zugleich, daß Warnecke (39) im Unrecht ist, wenn er grundsätzlich Monatsmitteltemperaturen als zur Bestimmung des Verbreitungsgebietes der Arten ungeeignet ablehnt.[1]) Sie lassen sich hierzu — zum mindesten für die Nonne — mit durchaus befriedigendem Resultat benutzen und „der darauf verwendete Scharfsinn" ist keineswegs vergeblich. —

Asiatisches Verbreitungsgebiet: Aus diesem Verbreitungsgebiet der Nonne liegen nur spärliche unmittelbare Beobachtungen vor; zu seiner scharfen Abgrenzung reichen sie nicht aus. Man ist hier einstweilen in der Bestimmung des Grenzverlaufes ganz auf das theoretische Verfahren unter Zugrundelegung langjähriger Temperaturmonatsmittel angewiesen.

Um zunächst kurz die Verhältnisse in Kaukasien und Armenien zu berühren, so gibt Wilke für das erstere 4 Fundorte an (in Abb. 16 mit ⊕ bezeichnet). Für Armenien wird das Nonnenvorkommen von Spuler (35) erwähnt, ebenso von Seitz (31). Da aus beiden Gebieten nur spärliche meteorologische Daten vorliegen, konnte der Nonnen-Temperaturindex nur für wenige Orte bestimmt werden:

Kars in 1745 m Meereshöhe besitzt einen Nonnenindex von 1,0; Alexandropol (1470 m) einen solchen von rund 1,2. Erivan (1040 m) und Kharput (1290 m) weisen Indexwerte von 2,2 auf. Die genannten Orte liegen auf armenischem Gebiet.[2])

Die vertikale untere Verbreitungsgrenze der Nonne dürfte demnach in Armenien schätzungsweise bei 1300—1400 m liegen; die obere vertikale Verbreitungsgrenze mit der Baumgrenze zusammenfallen, die in Vorderasien im allgemeinen bei rund 1800 m liegt.[3])

Im nördlichen Kaukasus besitzt Wladikawkas (680 m) einen Nonnen-Index von 1,4—1,5. Im südöstlichen Kaukasus ist Schuscha (1180 m)

[1]) Vergleiche auch die Diskussionsbemerkungen zum Vortrag Warnecke!
[2]) Kharput im türkischen Teil des früheren Armeniens.
[3]) Vgl. Philippson (25).

mit ca. 1,1 und Schemachu (710 m) mit ca. 1,7 zu nennen. Im nördlichen Kaukasus wird somit die vertikale untere Grenze vermutlich bei 600 m, im südlichen Kaukasus bei 800—1000 m zu suchen sein.

Für das übrige Asien sind die ermittelten Verhältnisse in der Kartenskizze Abb. 17 dargestellt.[1]) Die aus dem Gebiet bekannt gewordenen Nonnenvorkommen (●) sind Wilkes Darstellung entnommen. Mit Ausnahme eines einzigen in Ostasien gelegenen fallen sie sämtlich in das auf Grund langjähriger Monats-Temperaturmittel theoretisch berechnete Verbreitungsgebiet der Nonne.

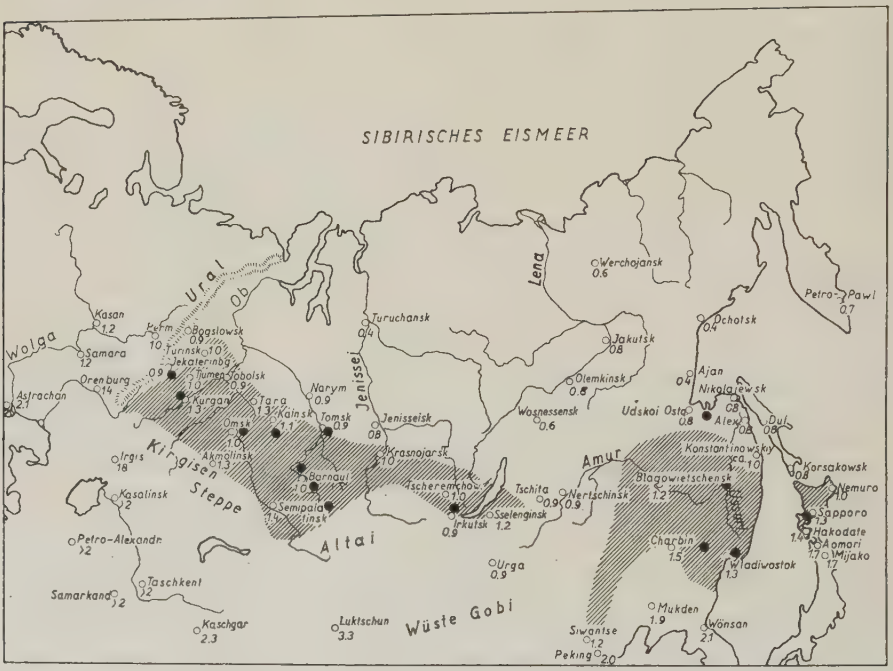


Abb. 17. Thermisches Verbreitungsgebiet der Nonne in Asien, berechnet auf Grund langjähriger Monats-Temperaturmittel. (● bislang beobachtete Fundorte nach Wilke.)

Was den Ausnahmefall im Süden des Ochotskischen Meerbusens betrifft, so beruht dieses Vorkommnis vielleicht auf einer Verwechslung. Wilke erwähnt ihn — soweit ich sehe — auf Grund brieflicher Mitteilung eines russischen Gewährsmannes. Hiernach soll in den Ochotskischen Wäldern die Nonne anzutreffen sein. Die Temperaturverhältnisse dieses Gebietes sind extrem kühl und entsprechen ungefähr jenen, wie man sie in Nordeuropa antrifft. Ich bezweifle daher die Richtigkeit dieses Nonnenvorkommens! Künftige Forschungen werden hier Klarheit zu schaffen haben.

In Westsibirien greift das theoretisch berechnete Verbreitungsgebiet in die Steppenregion bezw. das Schwarzerdegebiet über. Letztere reicht nördlich etwa bis Omsk. Es ist daher möglich, daß in

[1]) Die langjährigen Monatstemperaturmittel zu ihrer Berechnung sind teils Hann (11), hauptsächlich aber Wild (41) entnommen.

diesem Teil die wirkliche Südgrenze infolge Mangels an Nährpflanzen nördlicher liegt, als wie sie auf Grund der thermischen Verhältnisse ermittelt wurde.

Der ostasiatische Teil des Verbreitungsgebietes der Nonne, welcher zufolge der Temperaturindexwerte in die Amurgegend, die Nordmandschurei, teilweise auch nach Nordchina fällt, scheint normalerweise mit dem westasiatischen nicht zusammenzuhängen. Wenigstens weisen die östlich des Baikalsees liegenden Orte, soweit hierfür Temperaturdaten zur Verfügung standen, im langjährigen Mittel Nonnen-Indexwerte von 0,9 auf. Es ist aber anzunehmen, daß in warmen Klimaperioden eine Überbrückung dieses Gebietes stattfindet.

Von den japanischen Inseln besitzt nur die nördlichste (Jesso) Nonnen-Indexwerte, die theoretisch auf ein Auftreten der Nonne schließen lassen. Tatsächlich ist auch der einzige von Wilke für Japan angegebene Fundort auf dieser Insel gelegen.

Ob die südlichere Insel (Hondo) in ihren Gebirgslagen für die Nonne geeignete Temperaturverhältnisse besitzt, konnte mangels entsprechender meteorologischer Daten nicht nachgeprüft werden. —

c) **„Nonnen-Temperaturindex" und Massenwechsel:** Der Gedanke, den Temperaturindex der Nonne auch im Hinblick auf das Massenwechselphänomen dieser Art zu untersuchen, war naheliegend. Die in dieser Richtung durchgeführten Studien besitzen bislang mehr orientierenden Charakter und ihre Ergebnisse bedürfen der Sicherstellung durch Untersuchungen an umfangreicherem Material über die jahrgangsweisen Schwankungen im zahlenmäßigen Auftreten von Nonnenbevölkerungen. Immerhin macht schon dieser erste Versuch wahrscheinlich, daß Beziehungen zwischen Massenwechsel und Temperaturindex eines Ortes bestehen, die ein neues prognostisches Hilfsmittel zu geben versprechen.

Der Entwurf in Abb. 18 umfaßt zunächst das (thermische) Gesamtverbreitungsgebiet der Nonne, wie es aus den Teildarstellungen der Kartenskizzen in Abb. 16 und Abb. 17 resultiert. In ihm sind ferner unter Berücksichtigung von Wilkes Zusammenstellung die bisher bekannt gewordenen Massenwechselgebiete der Nonne in großen Zügen eingetragen.

Ein Vergleich der Lage dieser Gebiete mit den Temperaturindexwerten der entsprechenden Orte auf Abb. 16 und 17 läßt erkennen, daß sie im langjährigen Mittel Indexwerte zwischen 1,0—1,4 aufweisen. Erstere gelten beispielsweise für das schwedische Massenwechselgebiet, letztere für das zentrale Böhmen. Typische Massenwechselgebiete, in denen mit gewisser Periodizität Massenvermehrungen der Nonne eintreten, weisen im langjährigen Durchschnitt Indexwerte von 1,1—1,4 auf. Derartige Verhältnisse liegen beispielsweise in Ostdeutschland und im deutsch-böhmischen Massenwechselgebiet der Nonne vor.

Noch klarer treten Beziehungen hervor, wenn die Schwankungen der Indexwerte eines Ortes in aufeinanderfolgenden Jahren mit entsprechenden Schwankungen im quantitativen Auftreten der Nonne verglichen werden. Für Coburg beispielsweise lagen die Indexwerte in den Jahren 1926 bis 1932 und der entsprechende Vermehrungsfaktor [1]) der Nonne (soweit letzterer ermittelt werden konnte) für das benachbarte Neustadt folgendermaßen:

Jahr	1926	1927	1928	1929	1930	1931	1932
Nonnen-Temperaturindex .	1,10	1,10	1,10	1,31	1,21	1,09	1,39
Vermehrungsfaktor ca. . .	?	?	?	$100\times$	$3\times$	$^1/_{17}\times$	

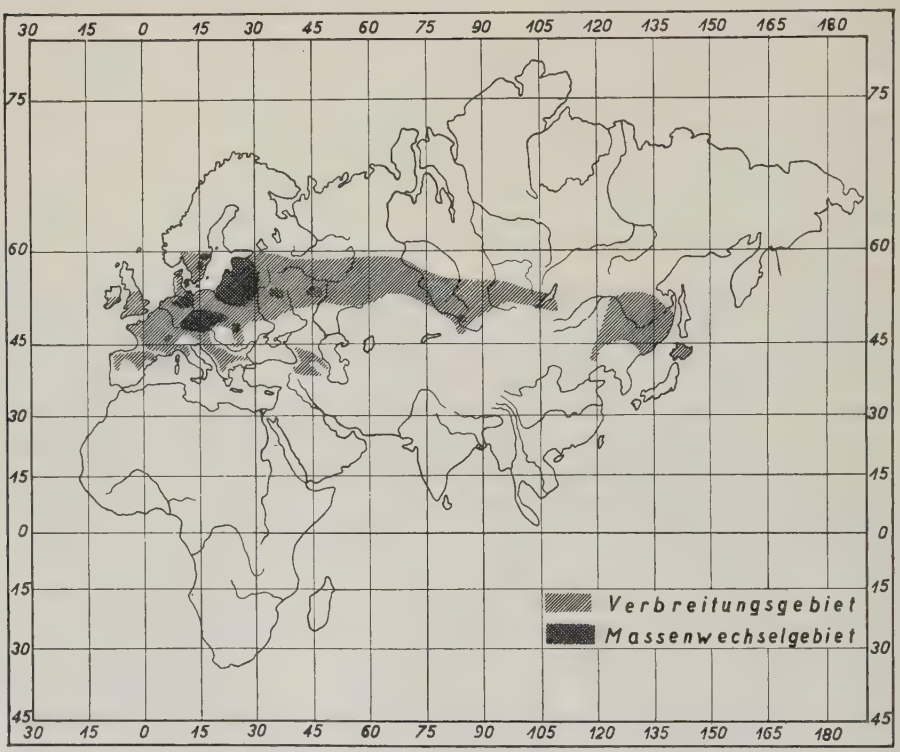


Abb. 18. Weltkarte des thermischen Nonnen-Verbreitungsgebietes (berechnet) und der Massenwechselgebiete der Nonne (beobachtet).

Für die Jahre 1926—1928 fehlen quantitative Unterlagen. Wellensteins Darstellung, aus der die obigen Vermehrungsfaktoren berechnet wurden, gibt für diese Jahre ein „Minimum" des Nonnenauftretens an. Ähnliche „Minimum"-Jahrgänge früherer Zeiten wiesen nach ihm Falterzahlen von 0,11, 1,62, 0,22 usw. je Hektar auf. Man wird für 1926—1928 mit einer ähnlichen Bevölkerungsdichte der Nonne bei Neustadt rechnen dürfen. 1929 ergab der als Kampfmaß-

[1]) Vgl. Martini (22).

nahme geübte Falterfang nach Wellenstein eine Bevölkerungsdichte von 5,7 Falter je Hektar; 1930 betrug sie 562; 1931 lag sie bei 1732 je Hektar und 1932 endlich wurden rund 105 Falter je Hektar gesammelt. Die stärkste Steigerung mit einem rund 100fachen Vermehrungsfaktor liegt demnach zwischen 1929 und 1930. Sie folgt auf das Jahr mit einem Maximum des Nonnentemperaturindex von 1,31. Es liegt nahe, ihn mit dem 100fachen Zuwachs der Nonnenbevölkerung in Zusammenhang zu bringen, zumal wenn man die bei früherer Gelegenheit mitgeteilten Ergebnisse über den tiefgreifenden Einfluß der Temperatur auf die Nachkommenproduktion der Nonne berücksichtigt. [1])

Ein zweites Maximum erreichte der Indexwert mit 1,39 im Jahre 1932. Für das Folgejahr 1933 standen mir Sammeldaten aus dem Neustadter Revier nicht zur Verfügung. Zufolge forstamtlicher Berichte war die Kalamität 1931 und 1932 zusammengebrochen, wobei die bekannten seuchenartigen Krankheiten die entscheidende Rolle spielten. Dagegen machte sich 1933 in anderen bayerischen Revieren — so im Forstamt Freudenberg — ein Massenauftreten der Nonne bemerkbar, das vielleicht auf den hohen Indexwert des Jahres 1932 zurückzuführen ist.

Wenn auch die wenigen hier mitgeteilten Zahlen noch kein unbedingt zuverlässiges Bild über die Zusammenhänge von Nonnen-Temperaturindex und Massenwechsel geben, so machen sie doch wahrscheinlich, daß ein Jahresindexwert von rund 1,3 Anlaß zu einem erheblichen Anwachsen der Nonnenbevölkerung gibt, was bekanntlich der erste entscheidende Schritt zur Entstehung von Massenvermehrung zu sein pflegt. Es scheint, daß durch diesen Wert das „Vorbereitungsjahr“ [2]) einer Nonnenkalamität gekennzeichnet ist. —

Es sei zum Schluß ausdrücklich darauf hingewiesen, daß der im vorstehenden erörterte „Temperaturindex“ der Nonne nur eine der Grundvoraussetzungen für das Auftreten dieser Art sein kann. Es gibt deren — was nicht übersehen werden darf — noch eine Reihe anderer, die hier nicht zur Diskussion stehen. Zeigt sich im Einzelfall, daß die Bedingungen hinsichtlich des Indexwertes erfüllt sind, die Nonne an einem Ort aber dennoch fehlt oder zu keinem nennenswerten Bevölkerungszuwachs schreitet, so bleibt zu untersuchen, welche der übrigen Grundvoraussetzungen dort nicht erfüllt sind. —

Zusammenfassung.

1. Die Relation zwischen partieller Entwicklungsdauer der einzelnen Nonnenstadien und der Temperatur wird an Hand experimenteller Daten dargelegt.

[1]) Vgl. Zwölfer (46).
[2]) Vgl. Escherich (8, 9).

2. Innerhalb eines je nach dem Stadium wechselnden Temperaturbereichs ist die Hyperbelfunktion als Ausdruck dieser Abhängigkeit der Partialentwicklung befriedigend brauchbar.

3. Im Gegensatz hierzu gilt für die Totalentwicklung der Nonne die Hyperbelfunktion nur in einem relativ beschränkten Temperaturbereich.

4. Jede Entwicklungsstufe besitzt ihren besonderen t_α-Wert („Entwicklungsnullpunkt") und ihre besondere Thermalkonstante. Ersterer schwankt im Extrem zwischen 3,2 ° bis 8,4 ° C und zeigt im ganzen eine Steigerung, die ungefähr der Reihenfolge des Auftretens der Einzelstufen in freier Natur entspricht: Die Frühjahrsstadien haben einen niederen, die Sommerstadien einen höheren t_α-Wert.

5. Im Durchschnitt der Gesamtentwicklung liegt der t_α-Wert bei 6,8 ° C. Ihre Thermalkonstante, als Summe der partiellen Thermalkonstanten berechnet, beträgt rund 1240 ± 40.

6. Der Temperaturbereich geringster Sterblichkeit fällt im wesentlichen in den Deckungsbereich der Hyperbel mit der empirischen Entwicklungsdauerkurve. Die Anschauung, daß die Hyperbel innerhalb eines „vitalen Temperaturbereichs" gilt, besteht demnach zu Recht.

7. Bezüglich des Einflusses der Luftfeuchtigkeit auf die Entwicklungsdauer zeigt besonders das Ei während seiner Schlüpfperiode starke Abhängigkeit. Feuchtigkeitsgesättigte Atmosphäre führt bei ihm vergleichsweise zum raschesten Schlüpfen. Auf die Dauer der Larvenstadien I und II besitzt die Luftfeuchtigkeit innerhalb eines Bereiches von rund 40—100 % keinen tiefgreifenden Einfluß.

8. Die Schlüpfbereitschaft des überwinterten Nonneneies kann bedeutend gesteigert werden durch langanhaltende tiefe Temperaturen vor Versuchsbeginn.

9. An Hand der Partial-Entwicklungsdauer wird gezeigt, daß die üblichen Monatsmitteltemperaturen eine für praktische Zwecke brauchbare Grundlage zur Berechnung der Erscheinungszeiten der jüngeren Entwicklungsstadien (Eischlüpfen — Larve IV) der Nonne abgeben.

10. Der Begriff des „Nonnentemperaturindex" eines Ortes wird aus Bluncks Temperatursummenregel abgeleitet. Mit seiner Hilfe sind langjährige Monatsmitteltemperaturen zur Berechnung des thermischen Verbreitungsgebietes der Nonne verwendbar. Nach den aufgestellten Richtlinien wird eine Weltkarte der Verbreitung der Nonne entworfen, deren Grenzlagen sich in befriedigender Weise mit den bisher durch Beobachtungen ermittelten decken. Kennzeichnend für das Verbreitungsgebiet der Nonne sind Indexwerte zwischen rund 1,0—1,6.

11. Die typischen Massenwechselgebiete der Nonne sind im langjährigen Mittel gekennzeichnet durch einen Temperaturindex von 1,1 bis 1,4. Das „Vorbereitungsjahr" einer Kalamität scheint einen solchen von 1,3 zu besitzen. —

Literatur.

1. Behrens, W. U., Mathematische Methoden für Versuchsansteller. Stuttgart 1933.
2. Blunck, H., Die Entwicklung des *Dytiscus marginalis*, L. vom Ei bis Imago. 2. Die Metamorphose. Zeitschr. wiss. Zool. 1923, Bd. 121, S. 171—391.
3. Bodenheimer, F. S., Über die Voraussage der Generationenzahl von Insekten. III. Zeitschr. ang. Ent. 1926, Bd. 12, S. 91—122.
4. Ders., Der Massenwechsel in der Tierwelt. Grundriß einer allgemeinen tierischen Bevölkerungslehre. Arch. Zool. Italiano 1931, Vol. 16, S. 98—111.
5. Charlier, C. V. L., Vorlesungen über die Grundzüge der mathematischen Statistik. Verl. Scienta Lund, Druck bei Lütcke & Wulff, Hamburg 1920.
6. Deutsches Meteorologisches Jahrbuch. Bayern. Jahrg. 1892—1932.
7. Eidmann, H., Der Einfluß alternierender Temperaturen auf die Eiraupe der Forleule *(Panolis flammea* Schiff.) nebst Bemerkungen über die epidemiologische Bedeutung dieses Stadiums. Forstw. Centralbl. 1933, Bd. 55, S. 185—199.
8. Escherich, K., Die Forstinsekten Mitteleuropas, Bd. III. Berlin 1931.
9. Ders., Das neue Gesicht der Forstentomologie. Forstw. Centralbl. 1930, Bd. 52, S. 525—546.
10. Goldschmidt, R., Untersuchungen zur Genetik der geographischen Variation. V. Analyse der Überwinterungszeit als Anpassungscharakter. Arch. f. Entwicklungsmechanik d. Org. (Abt. D. der Zeitschr. wiss. Biologie) 1932, Bd. 126, S. 674—768.
11. Hann, J., Handbuch der Klimatologie, Bd. III. Teil II: Klima der gemäßigten Zonen und der Polarzonen. Stuttgart 1911
12. Horn, W., Agnostische Gedanken über die Rolle der Mathematik in der Biologie. Anz. f. Schädlingskde. 1932, Bd. 8, S. 89—92.
13. Janisch, E., Das Exponentialgesetz als Grundlage einer vergleichenden Biologie. Berlin 1927.
14. Ders., Untersuchungen über die Ökologie und Epidemiologie der Nonne. I. Die Abhängigkeit der Entwicklungsdauer von Temperatur und Luftfeuchtigkeit. Arb. Biol. Reichsanst. f. Land- und Forstw. 1933, Bd. 20, S. 269—290.
15. Ders., Über die Methoden zur Konstanthaltung von Temperatur und Luftfeuchtigkeit im biologischen Laboratoriumsversuch. Handb. biol. Arbeitsmethoden. Abt. V, Teil 10, S. 87—112. Berlin und Wien 1933.
16. Kozhantschikov, I. W., Zur Frage nach dem Temperaturoptimum des Lebens. Zool. Anz. 1933, Bd. 103, S. 30—35.
17. Ders., Zur Frage nach dem Temperaturoptimum des Lebens. II. Über die Temperaturabhängigkeit einzelner physiologischer Prozesse und ihre Beziehung auf das Lebensoptimum des Organismus. Zeitschr. ang. Ent. 1933, Bd. 20, S. 590—610.
17. Kühn, A., und Henke, K., Genetische und entwicklungsphysiologische Untersuchungen an der Mehlmotte *Ephestia kühniella* Zell., VIII—XII. Ges. d. Wiss. zu Göttingen. Math.-Phys. Kl. 1932, Bd. 15.
19. Kühn, A., Genwirkung und Artveränderung. Der Biologe 1934, Bd. 3, S. 217—227.
20. Marcus, B. A., Die Entwicklung der Forleule *(Panolis flammea* Schiff.) 1931 im Lorenzer Reichswald. Zeitschr. ang. Ent. 1933, Bd. 20, S. 169—203.
21. Martini, E., Diskussionsbemerkungen zum Vortrag Janisch. Verhdlg. Deutsche Ges. ang. Ent. Hamburg, S. 65—67. Berlin 1926.
22. Ders., Zur Terminologie in der Lehre vom Massenwechsel der Organismen. Zeitschr. ang. Ent. 1931, Bd. 18, S. 440—459.
23. Morgenthaler, O., Krankheitserregende und harmlose Arten der Bienenmilbe *Acarapis*, zugleich ein Beitrag zum Speziesproblem. Rev. Suisse d. Zool. 1934, Bd. 41, S. 429—446.

24. Parker, I. R., Some effects of temperature and moisture upon *Melanoplus mexicanus*, Saussure, and *Camnula pellucida*, Scudder. Bull. Univ. Montana Agric. Exp. Stat. 1930, Bd. 223, S. 1—132.
25. Philippson, A., Die Vegetation des westlichen Kleinasiens. Mitt. Perthes geogr. Anst. 1919, Bd. 65, S. 168—173.
26. Prochnow, O., Die Abhängigkeit der Entwicklungs- und Reaktionsgeschwindigkeit bei Pflanzen- und poikilothermen Tieren von der Temperatur. Inaug.-Dissertation. Berlin 1908.
27. Pütter, A., Die Auswertung zahlenmäßiger Beobachtungen in der Biologie. Berlin und Leipzig 1929.
28. Rubner, K., Die pflanzengeographischen Grundlagen des Waldbaus. Neudamm 1934.
29. Schedl, K., Probesammeln bei Freilandversuchen. Verhdlg. Deutsche Ges. f. ang. Ent. Erlangen, S. 63—84. Berlin 1934.
30. Sedlaczek, W., Einwirkung des Klimas auf die Entwicklung der Nonne. Verhdlg. zool.-bot. Ges. Wien 1916, Bd. 66, S. 28—33.
31. Seitz, A., Die Großschmetterlinge der Erde, I. Abt., Bd. 2 (Text). Stuttgart 1913.
32. Shelford, V. E., The temperature velocity of development curve for the pupal stage of the codling moth in comparison with Q_{10} and Arrhenius curve. Anat. Rec. 1926, Bd. 34, S. 117.
33. Ders., An experimental investigation of the relations of the codling moth to weather and climate. Bull. Illinois Nat. Hist. Surv. 1927, Bd. 16, S. 317 bis 440.
34. Ders., Laboraty and field ecology. London 1929.
35. Spuler, A., Schmetterlinge Europas, Bd. 1. Stuttgart 1908.
36. Stellwaag, F., Giftigkeit und Giftwert der Insektizide. Teil III. Anz. f. Schädlingskde. 1930, Bd. 6, S. 64—68.
37. Uvarov, B. P., Insects and Climate. Trans. Ent. Soc. London Vol. 79. London 1931.
38. Voûte, A. D., Die Entwicklung der Mehlmotte, *Ephestia kühniella* Zell. bei konstanten und bei schwankenden Temperaturen. Teil I und II. Im Druck. Erscheint: Zeitschr. f. ang. Ent.
39. Warnecke, G., Mikroklima und Verbreitung der Lepidopteren. Ent. Beih. aus Berlin-Dahlem 1934, Bd. 1, S. 120—130.
40. Wellenstein, G., Beiträge zur Biologie der Nonne. Im Druck. Erscheint: Zeitschr. f. ang. Ent.
41. Wild, H., Die Temperaturverhältnisse des Russischen Reiches. Suppl.-Bd. zum Repert. f. Meteor. Teil 1 und 2. St. Petersburg 1877 und 1881.
42. Wilke, S., Über die Bedeutung tier- und pflanzengeographischer Betrachtungsweise für den Forstschutz. (I. Dargestellt an *Lymantria monacha* L., *Ips typographus* L. und *Hylurgops glabratus* Zett.) Arb. Biol. Reichsanst. f. Land- und Forstw. 1931, Bd. 18, S. 583—675.
43. Zederbauer, E., Klima und Massenvermehrung der Nonne, *Lymantria monacha* L. Mitt. Forstl. Versuchsw. Öster. 1911, Bd. 36, S. 1—19.
44. Zwölfer, W., Studien zur Ökologie und Epidemiologie der Insekten. 1. Die Kieferneule, *Panolis flammea* Schiff. Z. ang. Ent. 1931, Bd. 17, S. 475—562.
45. Ders., Methoden zur Regulierung von Temperatur und Luftfeuchtigkeit. Ibid. 1931, Bd. 19, S. 497—513.
46. Ders., Studien zur Ökologie, insbesondere zur Bevölkerungslehre der Nonne, *Lymantria monacha* L. (Vermehrungspotential und Sterblichkeit der Entwicklungsstufen in ihren Beziehungen zu Temperatur und Luftfeuchtigkeit.) Ibid. 1933, Bd. 20, S. 1—50.
47. Ders., Die praktische Bedeutung der verbesserten Temperatursummenregel in der Forstentomologie. Verhdlg. Deutsche Ges. f. ang. Ent. Erlangen, S. 20 bis 27. Berlin 1934.

Über die Wirkung strömender Luft auf die Entwicklung von Lepidopteren.

Von

Otto Henze, München.

(Aus dem Institut für angewandte Zoologie.)

(Mit 3 Abbildungen.)

Inhaltsübersicht.

Seite

I. Einleitung 385
II. Material und Methode 387
1. Versuchsapparatur und Arbeitsweise 387
2. Darstellung der Ergebnisse 389
3. Material 389
4. Futter 391
III. Einfluß bewegter Luft auf Entwicklungsdauer, Kotgewicht und Kotzahl . . 392
1. Entwicklungsdauer 392
2. Kotgewicht 393
3. Kotzahl 395
IV. Sterblichkeit 397
V. Verhalten der Raupen bei verschieden starker Luftbewegung 399
VI. Verpuppung 400
1. Dauer der Puppenruhe 400
2. Puppengewicht 401
VII. Falter 402
1. Schlüpfen 402
2. Kopula 402
3. Eiablage 403
VIII. Zusammenfassung 404
IX. Literatur 404

I. Einleitung.

Die Erkenntnis, daß Klimafaktoren den Anstoß zu Insektenvermehrungen geben, hat sich in den letzten Jahren besonders dadurch Geltung verschafft, daß man experimentelle Untersuchungen über den Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Entwicklungserscheinungen volkswirtschaftlich bedeutsamer Insekten machte. So muß es von Wichtigkeit sein, weitere solche Faktoren zu untersuchen, um auch ihren Einfluß beurteilen zu können.

Temperatur und Luftfeuchtigkeit umgeben ein Insekt stets und üben ihren dauernden Einfluß auf dasselbe aus. Ein weiterer Faktor, der ebenfalls dauernd auf freilebende Insekten mehr oder weniger stark einwirkt, ist die strömende Luft, der Wind.

In der Literatur [Chapman (2), Shelford (9), Friederichs (4)] wird der Wind stets da erwähnt, wo er als Verbreitungsmittel von Insekten dient. Ferner wird gesagt, daß leichte Luftbewegung wohl dazu beitrage, den Stoffwechsel anzuregen, indem der Luftmantel um das Insekt erneuert, und die normale Körpertranspiration in Ordnung gehalten wird. Wind habe temperatursenkende Wirkung. Sehr starker Wind könne, je nach den Umständen, die Vermehrung stark behindern. Welche Bedeutung er aber dadurch besitzt, daß er während der ganzen Lebenszeit von Ei, Raupe, Puppe und Falter auf dieselben physiologisch einwirkt, darüber liegen gar keine Untersuchungen vor. Daß wohl auch der Wind seinen Einfluß auf das Gedeihen der Insekten haben muß, wird meist anerkannt. So faßt beispielsweise Uvarov (10) seine Ansicht dahingehend zusammen: „Auch die indirekte Wirkung des Windes als eines Faktors, der die Verdunstung beeinflußt, muß von großer Bedeutung sein.“ [1])

Dieser „Faktor“, der von „großer Bedeutung“ sein soll, bisher aber noch keiner eingehenden experimentellen Untersuchung unterzogen wurde, soll Gegenstand dieser Arbeit sein. —

Es ist mir ein aufrichtiges Verlangen und eine große Freude, meinem hochverehrten Lehrer, Herrn Geheimrat Prof. Dr. K. Escherich, Rektor der Universität München, für das große Interesse, das er meinen Untersuchungen stets entgegenbrachte, von Herzen zu danken. Seinem schöpferischen Geist ist es zu verdanken, daß diese auf ihre Lösung wartende Frage der Insektenforschung in Angriff genommen werden konnte. Herrn Privatdozent Dr. Zwölfer schulde ich für die Beratung bei wissenschaftlichen und technischen Fragen, die im Verlauf der Untersuchungen auftauchten, meinen herzlichsten Dank.

---

[1]) Von mir gesperrt.

II. Material und Methode.

Versuchsapparatur und Arbeitsweise: Zu den folgenden Untersuchungen wurde der von Gustav U. Escherich konstruierte „Multiple Thermohygrostat" benutzt, den K. Escherich (3) in: „Das neue Gesicht der Forstentomologie" mit Abbildungen ausführlich beschrieben hat. Doch sei bemerkt, daß zu diesen Untersuchungen nur die ständige Lufterneuerungseinrichtung als einziger Untersuchungsfaktor angewandt und zweckentsprechend eingerichtet wurde. Temperatur und Luftfeuchtigkeit blieben bei den verschiedenen Windstärken dieselben, wie sie im Laboratoriumszimmer herrschten.

Die Normung der einzelnen Windstärken sollte bei dieser Untersuchungsmethodik den Verhältnissen in freier Natur mindestens insofern angepaßt werden, als wenigstens eine Versuchswindstärke der Durchschnittswindstärke (möglichst vieler Tage) in den Gipfeln eines Altholzes entsprach. Die Voraussetzung heißt: Durch jeden Bestand zieht so gut wie ständig eine Luftströmung. Den Nachweis liefert uns Geiger (5), indem er sagt: „Die Beobachtungen zeigten zunächst den parallelen Gang der Windstärke über und im Walde. Wie auch die Windgeschwindigkeit über den Baumkronen war, stets betrug diejenige über dem Waldboden im Bestandesinnern einen bestimmten Prozentsatz derjenigen über dem Walde, in dem betreffenden Kiefernwalde 40 %. Bemerkenswert erscheint die Tatsache, daß vom unteren Kronenansatz bis zum Waldboden herab die Windgeschwindigkeit fast den gleichen Wert hat. Die ganze Luftmasse von den Wipfeln bis zum Waldboden ist also in gleichförmiger Bewegung. Dies zeigen folgende Mittelwerte der 188 registrierten Stunden:

Höhe des Anemometers in m	Lage	Mittlere Windstärke m/sec
16,85	über den Baumkronen	1,61
13,70	obere Grenze der Baumkronen	0,90
10,55	in den Baumkronen	0,69
7,40	im oberen Teil des Stammraumes	0,67
4,25	mitten im Stammraum	0,69
1,10	über dem Waldboden	0,60

Die gesamte Abbremsung des Windes, der über den Wald hinweht, erfolgt also bereits im oberen Teil des Kronendaches. In Tausenden von Turbulenzkörpern, deren Bildung durch die schwingenden Wipfel begünstigt wird, wird die Energie bereits auf den Betrag vermindert, welcher vom unteren Teil des Kronenraumes bis knapp über den Waldboden nahezu konstant bleibt. Erst in der Schicht von 1—2 m über dem Waldboden nimmt die Windstärke weiter ab, bis sie in der Höhe 0 m den Wert 0 erreicht hat." Soweit Geiger.

Selbstverständlich können die vorliegenden Versuchsverhältnisse niemals den Verhältnissen der Praxis völlig entsprechen, da es dort

keine konstanten Windstärken gibt. Auch muß mit der Möglichkeit gerechnet werden, daß sich eine Raupe konstanten Luftströmungen rein physiologisch eher anzupassen vermag als wechselnd starken Luftströmungen, wie sie in freier Natur herrschen. Doch konnte hierauf bei der Durchführung dieser Untersuchungen keine Rücksicht genommen werden. Es galt vielmehr zunächst ganz allgemein festzustellen, ob strömende Luft im Vergleich zu stagnierender Luft Einfluß auf Entwicklungsvorgänge bei Insekten besitzt.

Insgesamt standen bei der vorliegenden Einrichtung 3 Zuchtraumserien mit je 4 Zuchträumen zur Verfügung. Durch drei derselben in jeder Serie wurde mit Hilfe der elektrisch betriebenen Turbine des Apparates dauernd ein Luftstrom geleitet, während der vierte Zuchtraum als Vergleich unbewegte Luft enthielt. Im ganzen lief der Apparat 10 Wochen Tag und Nacht. Ein auch nur vorübergehendes Versagen fand während dieser Zeit nicht statt.

Um vergleichbare Anhaltspunkte über die Intensität der Luftströmung in den einzelnen Zuchträumen zu erhalten, wurde sie mit Hilfe eines Robinsonschen Schalenkreuz-Kontaktanemometers gemessen und verschieden stark gedrosselt. Es ergab sich hiernach beim ersten Zuchtraum jeder Serie eine Windgeschwindigkeit von 1,96 m/sec, welche 90 Skalenteilen des Anemometers in der Minute entsprach. Im zweiten Zuchtraum wurde die Luftzufuhr so lange gedrosselt, bis 60 Skalenteile eine Windgeschwindigkeit von 1,61 m/sec erzeugten. Der dritte Zuchtraum endlich entsprach mit 30 Skalenteilen einer Windgeschwindigkeit von 1,35 m/sec. Es herrschte somit eine einfache, eine doppelte und eine dreifache Windstärke.

Zur Windgeschwindigkeit von 1,61 m/sec sagt die vorhin angeführte Geigersche Tabelle: „über den Baumkronen." Sie wäre demnach für einen Freilandvergleich zu stark. Dazu sei bemerkt, daß die Versuchsraupen mehrere Zentimeter über der gemessenen Windstärke saßen, also etwas schwächer bewindet wurden als das Anemometer angibt. Es war technisch unmöglich, alle Raupen eines Versuches in genau gleicher Höhe über der ausströmenden Luft zu halten. So dürften sich die Raupen in Wirklichkeit näher bei einer mittleren Windstärke von 0,69 m/sec befunden haben, von der Geiger sagt: „in den Baumkronen." Es ist somit möglich, daß sich die bei den Versuchen eingestellten drei verschieden starken Windströme nicht weit abseits von den Durchschnittswindstärken im Freien befinden, wobei sie ja auch dort wieder sehr verschieden sein müssen, je nach Lage des Bestandes, Baumart, Kronenschluß usw. Hier kommt es mehr darauf an, zu zeigen, daß verschiedene Windstärken auch verschieden starken Einfluß haben.

Was Temperatur und Luftfeuchtigkeit angeht, so war erstere auf Grund ständiger Kontrolle für sämtliche Versuchsserien mit im Mittel 18—20 ° C gleich. Hinsichtlich der Luftfeuchtigkeit zeigten die Zuchträume mit bewegter Luft eine relative Luftfeuchtigkeit von 75—80 %,

während das Zuchtgefäß mit stagnierender Luft eine ständige Feuchtigkeit von 98—100 % aufwies. Da infolge dieser Feuchtigkeitsdifferenz die Versuche mit stagnierender und bewegter Luft nicht einwandfrei vergleichbar waren, wurde ein weiterer Versuch mit ruhender Luft angesetzt, bei dem die Luftfeuchtigkeit mit 75—80 % dieselben Werte hatte wie in den bewindeten Zuchträumen. Dieser unbewindete Vergleichsversuch wurde in einer großen Petrischale (20 cm Durchmesser) offen angesetzt, und der Rand gegen das Herausklettern der Raupen mit Vaseline bestrichen, was sich sehr gut bewährte. Keine Raupe entfloh, keine blieb im Fett hängen.

Übersichtlichkeitshalber wird die Reihenfolge der Zuchträume in Zukunft mit Versuch I, Versuch II usw. bezeichnet. Alle fünf Versuche zusammen sind die Versuchsserie. Es bedeuten für die ganze Zeit der Versuchsdauer im Mittel bei:

Versuch	I	II	III	IV	V
Windgeschwindigkeit in m/sec . . .	0	0	1,35	1,61	1,96
Relative Luftfeuchtigkeit in % . . .	98—100	75—80	75—80	75—80	75—80
Temperatur in °C	in jedem Versuch 18—20° C.				

In diese Zuchträume kamen die Raupen (je 50) sofort nach dem Schlüpfen und blieben während ihrer ganzen Entwicklung dort. Es wurde Sorge getragen, daß möglichst alle Räume gleichviel Tageslicht erhielten. Während der Versuchsdauer und nach ihrer Beendigung wurde wiederholt nachgeprüft und festgestellt, daß die Windgeschwindigkeiten noch dieselben waren wie zu Versuchsbeginn.

Darstellung der Ergebnisse: Von der Aufstellung langer Zahlentabellen wurde aus drucktechnischen Gründen abgesehen. In allen anderen Fällen erwies sich die bereits von Marcus (7) benutzte Darstellungsmethode als zweckmäßig. Einzelheiten über dieses Verfahren sind seiner Arbeit zu entnehmen. Hier soll jedoch in Zusammenhang mit der Darstellungsweise dieser Ergebnisse durch Abb. 1 als Beispiel ersichtlich werden, wie die Kurve der unteren Darstellung aus der oberen S-Kurve auf graphischem Wege entstanden ist und einen Ausgleich der Zickzacklinien darstellt. Abb. 2 und 3 zeigen später für Kotgewicht und Kotzahl die Zusammenstellung solcher Kurven aller fünf Versuche der Versuchsserie mit Schwammspinnerraupen.

Material: Die Versuche wurden durchgeführt mit Raupenmaterial folgender drei Arten:

1. Schwammspinner (*Porthetria dispar* L.),
2. Nonne (*Liparis monacha* L.),
3. Ringelspinner (*Bombyx neustria* L.).

Das Versuchsmaterial des Schwammspinners stammte aus dem Burgenland (Österreich), wo sich nach mündlicher Rücksprache mit

Herrn Geheimrat Escherich, der das Burgenland im Frühjahr 1933 aufsuchte, die dortige Vermehrung im Klimax befand, womit die äußerst günstige Lebensfähigkeit meiner Versuchstiere zusammenhängen dürfte.

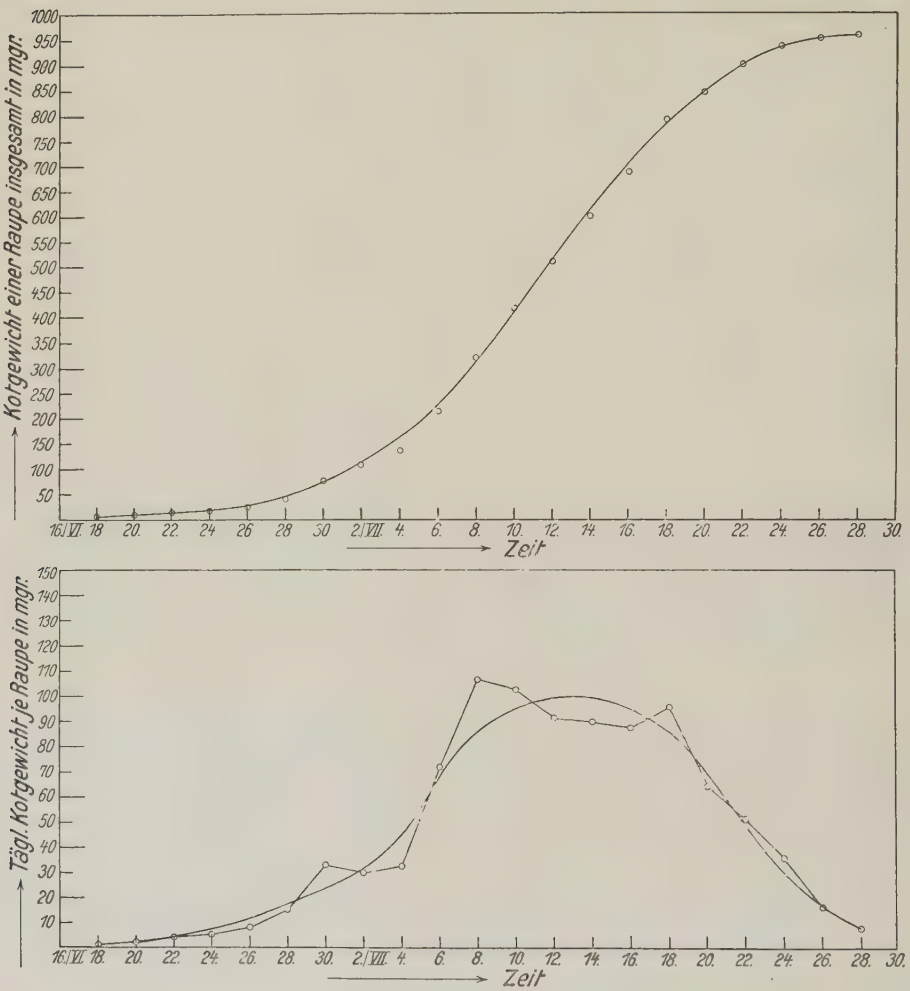


Abb. 1.

Graphische Darstellung des Versuchs V mit Zickzackkurven. Das zweitägige Kotgewicht ist unten einzeln, oben addierend aufgetragen. Die Hügelkurve der unteren Darstellung ist aus der oberen Kurve gebildet.

Das Versuchsmaterial der Nonne stammte aus dem bayerischen Forstamtsbezirk Freudenberg (Oberpfalz). Dort begann 1933 das Krisenjahr, welches 1934 ein Zusammenbrechen der Kalamität zur Folge hatte. Das zu den Versuchen verwendete Material dürfte demnach in seiner allgemeinen Lebensfähigkeit von vornherein beeinträchtigt gewesen sein.

Das Material des Ringelspinners stammte aus Säckingen am Oberrhein. Diese Versuchstiere zeigten sich anfangs scheinbar ganz gesund. Kurz vor der Verpuppung ging jedoch der größte Teil ein (wahrscheinlich an Polyedrose).

Futter: Während der ganzen Versuchszeit wurde gefüttert:

Schwammspinner mit Hainbuche *(Carpinus betulus)*,
Nonne mit Fichte *(Picea excelsa)*,
Ringelspinner mit Apfel *(Pyrus malus)*.

Alle Versuchstiere erhielten frisch ausgetriebene Zweigspitzen, wodurch ihnen sowohl ganz zartes als auch schon älteres Blattmaterial zur Verfügung stand. Eiraupen und zweites Stadium fraßen erwartungsgemäß nur die eben hervorbrechenden Blätter bezw. Nadeln. Mit zunehmendem Alter der Raupen wurde immer mehr auch älteres Material angenommen, zuletzt wahllos beides. Die Futterzweige kamen in wassergefüllte Glaskölbchen, deren Hals mit Watte gegen das Raupenertrinken zugestopft wurde. Die mit Wasser durchtränkte Watte diente den Raupen gleichzeitig zur Wasseraufnahme (wie mehrfach beobachtet werden konnte), wie sie ihnen im Freien ja durch Regen- und Tautropfen zur Verfügung steht. Die Fläschchen selbst standen in einer Petrischale, die am Rande mit Vaseline bestrichen war, damit herabgefallene Raupen nicht herausklettern und unter der Glasglocke entweichen konnten. Die Glocke durfte nicht dicht aufstehen, damit die strömende Luft entweichen konnte. In die Petrischalen gestellte Ästchen halfen den Raupen das Futter rasch wieder zu erreichen. Auf das täglich erneuerte Futter wurden die Raupen mit einem Haarpinsel vorsichtig hinübergetragen. Die große Empfindlichkeit der Eiraupen gab Anlaß, den Pinsel jeder einzelnen Raupe unter dauerndem Drehen zu nähern, wodurch die abstehenden Raupenhaare so mit dem Pinsel in Berührung kamen, daß die Raupe auf den Pinsel gehoben wurde, ohne mit ihrem Körper ein Pinselhaar zu berühren. Die Federpinzette wurde erst bei den älteren Stadien vorsichtig benutzt.

Bei allen folgenden Darstellungen und Beschreibungen sind die Ergebnisse des Schwammspinners grundlegend und richtunggebend, weil sich bei ihm die schwächste Sterblichkeit zeigte, und infolgedessen diese Resultate die geringsten Fehlermöglichkeiten aufweisen dürften. Bei Ringelspinner und Nonne haben sich bei fortschreitender Entwicklung starke Verluste durch Krankheit eingestellt. Diese beiden Arten sind daher nicht ebenso ausführlich behandelt, sondern werden nach den Schwammspinnerergebnissen bei jedem Kapitel kurz erwähnt. Ihre ausführliche Darlegung würde einerseits die Ergebnisse des Schwammspinners nur wiederholen, andererseits gegen die Zeit des Verpuppens hin keine brauchbaren Vergleichsmöglichkeiten liefern, da die Individuenzahl oft zu gering ist.

III. Einfluß bewegter Luft auf Entwicklungsdauer, Kotgewicht und Kotzahl.

Entwicklungsdauer: Es war zu vermuten, daß der Bewindungseinfluß erst im Lauf der Entwicklung immer klarer zutage treten wird, wenn sich die einzelnen kleinen Einflüsse summiert haben. Je mehr die Zeit der Verpuppung heranrückte, desto klarer schälten sich diese Unterschiede auch heraus. Die Methoden des experimentellen Nachweises wurden erleichtert und unterstützt durch Beobachtungen, welche durch die Glaszylinder hindurch gut geschehen konnten.

Es benötigten die Raupen der einzelnen Versuche bis zur Verpuppung in Tagen:

Versuch	Mittlere Entwicklungsdauer in Tagen	Standardabweichung in Tagen
I. W. G.: 0 m/sec[1]) relative Luftfeuchtigkeit: 99—100 % Temperatur: 18—20° C	42,7	± 3,3
II. W. G.: 0 m/sec relative Luftfeuchtigkeit: 75—80 % Temperatur: 18—20° C	45,5	± 3,1
III. W. G.: 1,35 m/sec relative Luftfeuchtigkeit: 75—80 % Temperatur: 18—20° C	45,9	± 2,6
IV. W. G.: 1,61 m/sec relative Luftfeuchtigkeit: 75—80 % Temperatur: 18—20° C	46,7	± 3,6
V. W. G.: 1,96 m/sec relative Luftfeuchtigkeit: 75—80 % Temperatur: 18—20° C	48,8	± 3,4

Daß sich die Entwicklungsdauer mit zunehmender Windstärke verlangsamte, zeigte sich äußerlich zuerst daran, daß sich die Häutungen entsprechend verzögerten. Bei der ersten Häutung differierte sie nur um zwei bis drei Stunden. Bei der letzten Häutung betrug der Unterschied bereits bis zu drei Tagen, was sich folgerichtig auf Verpuppungszeit und Falterschlüpfen ausdehnte.

Die Frage, ob der Wind auf alle Raupenstadien gleichmäßig verteilten Einfluß ausübt, konnte durch Kotgewicht und Kotzahl der einzelnen Tage untersucht werden. Zeit- und Gewichtsunterschiede als Endsumme bei der Verpuppung zu Ende der Raupenentwicklung konnten für Einzelphasen nichts aussagen. Die Annahme war naheliegend, daß es auch bei der Bewindung eine besonders kritische Zeit geben könnte, d. h. eine physiologische Phase, in der die Raupen gegenüber Wind besondere Empfindlichkeit zeigen.

Die Untersuchung, ob sich erst die männlichen oder die weiblichen Raupen des Schwammspinners verpuppen, oder ob dies in bunter

[1]) Windgeschwindigkeit wird bei den Tabellen mit W. G. gekürzt.

Reihenfolge geschieht, ergab folgendes Bild: Es verpuppten sich aufeinanderfolgend in:

Versuch I: 5 ♂♂, 1 ♀♀, 17 ♂♂, 25 ♀♀.
Versuch II: 3 ♂♂, 1 ♀♀, 17 ♂♂, 6 ♀♀, 2 ♂♂, 8 ♀♀, 1 ♂♂, 9 ♀♀.
Versuch III: 24 ♂♂, 17 ♀♀, 1 ♂♂, 5 ♀♀.
Versuch IV: 30 ♂♂, 19 ♀♀.
Versuch V: 14 ♂♂, 3 ♀♀, 11 ♂♂, 7 ♀♀, 1 ♂♂, 11 ♀♀.

Es ergibt sich somit die Wahrscheinlichkeit, daß beim Schwammspinner allgemein, vielleicht auch nur bei einigen seiner geographischen Rassen, eine sehr deutliche Protandrie besteht. Sie haben sich alle viermal gehäutet, während sich die ♀♀ fünfmal häuteten, entgegen der Ansicht von Ali (1), welcher vermutete, daß sich die ♂♂ dreimal, die ♀♀ viermal häuten würden, es aber nicht mit Bestimmtheit feststellen konnte. Bei den hier vorliegenden Versuchen ergab es sich ganz einwandfrei aus der Tatsache, daß die Zahl der fünften Häutungen in jedem Versuch genau der Zahl der sich später verpuppenden ♀♀ entsprach. Außerdem bestätigte es die tägliche Beobachtung, fernerhin wurden sämtliche Häutungen notiert.

Bei Nonne und Ringelspinner häuteten sich die ♂♂ ebenfalls viermal, die ♀♀ fünfmal.

Raupen, die sich zum Verpuppen anschickten, blieben ungestört und verpuppten sich normal und ohne Zeitverlust entweder am Boden des Zuchtraumes oder an der Decke der Glasglocke.

Kotgewicht: Der Kot wurde alle zwei Tage den Zuchträumen entnommen und im Exsikkator so lange getrocknet, bis das Hygrometer nur noch 10 % Luftfeuchtigkeit zeigte. So konnten die einzelnen Gewichte unter sich als Vergleichswerte dienen. Das Wägen geschah mit einer Apothekerwaage von 2 Milligramm Genauigkeit. Zuvor wurde der Kot von jeglicher Verunreinigung befreit. Große Gewichtsdifferenzen von Tag zu Tag kamen später nicht mehr vor, da sich die erst gleichzeitigen Häutungen später zeitlich zerstreuten.

Die Zusammenstellung der Kotgewichte ergab folgende Resultate:

Versuch	I	II	III	IV	V
W. G. in m/sec	0	0	1,35	1,61	1,96
Zahl der Raupen zu Beginn des Versuchs	50	50	50	50	50
Raupenzahl zur Verpuppungszeit . . .	48	47	47	49	47
Gesamtkotgewicht in g	39,71	40,12	41,08	42,83	45,05
Kotgewicht je Raupe in g	0,83	0,85	0,87	0,87	0,96

Dieser Versuch kann insofern als gelungen bezeichnet werden, als die Zahl der Versuchstiere bis zur Verpuppung eine sehr hohe blieb. Krankheiten traten hier nicht auf. Mithin sei die Fehlerquelle dieser Art ausgeschaltet. Die Durchschnittswerte dürften bei 47—49 Versuchstieren ziemlich genau sein.

Versuch I zeigt bei den besten hier gebotenen Entwicklungsbedingungen (W. G. = 0, r. L. F. = 98—100 %) das geringste Gesamtkotgewicht, während Versuch II, dessen Luftfeuchtigkeit nur 75—80 % beträgt, schon ein höheres Kotgewicht aufweist. Diese Raupen befanden sich demnach näher bei ihrer optimalen Luftfeuchtigkeit. Zwei Möglichkeiten können der Grund für die Mehraufnahme an Nahrung

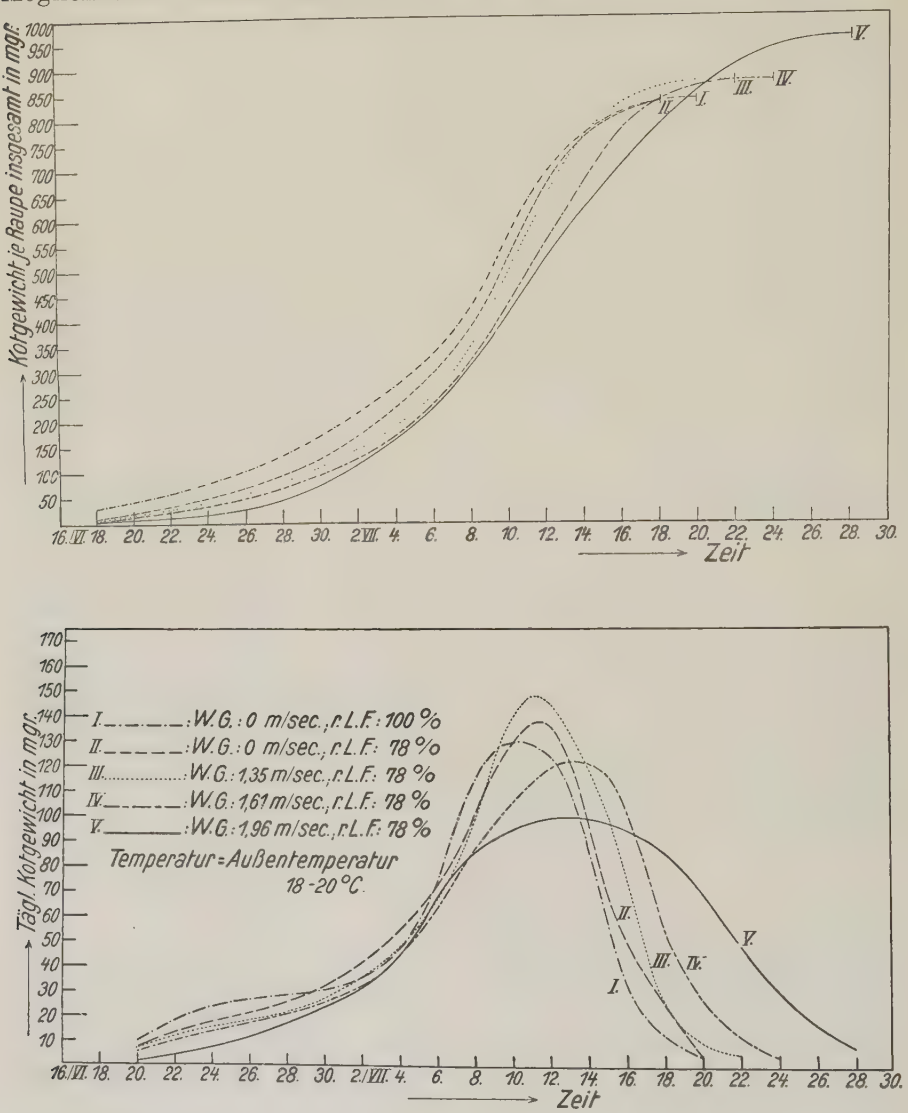


Abb. 2.
Kotgewicht je Raupe, oben addierend aufgetragen, unten als Hügelkurven aus der oberen Darstellung gebildet (Schwammspinner.)

gewesen sein: 1. Schlechtere Resorption wegen Feuchtigkeitsmangel. 2. Um durch größere Nahrungsmengen mehr Feuchtigkeit für die Transpiration zu gewinnen. Versuch III zeigt bei schwächster Bewindung wieder eine Erhöhung des Kotgewichtes. Versuch IV weist im Vergleich zu Versuch III wiederum eine Zunahme des Kotgewichtes auf bei weiter erhöhter Windstärke. Nach den zu eingangs der Arbeit erwähnten Geigerschen Feststellungen entsprechen die Windstärken von Versuch III und IV [1]) annähernd den gemessenen Durchschnitten in den Kronen der Bäume. Demnach gibt es wohl in der Natur eine Variationsbreite der Windstärke, innerhalb welcher der physiologische Einfluß auf die Raupen dieser Insektenarten ziemlich derselbe bleibt, denn das Kotgewicht der Einzelraupe in Versuch III und IV ist dasselbe, während geringere und stärkere Winde deutliche Stoffwechseländerungen hervorrufen. Es erscheint ganz natürlich, daß Insekten gerade gegen solche Windstärken am widerstandsfähigsten sind, in denen sie sich am meisten aufhalten müssen. Versuch V hat eine über den vorhin erwähnten „normalen" Durchschnitt starke Windgeschwindigkeit. Die Raupen erscheinen wieder empfindlicher und liefern das größte Kotgewicht aller aufeinanderfolgenden Versuche.

Abb. 2 zeigt in der unteren Darstellung die Zu- und Abnahme des Kotgewichtes. Trotzdem die Versuche am ersten Juni angesetzt wurden, konnte der Kot erst ab 18. Juni mit einiger Genauigkeit gewogen und gezählt werden, vorher war er noch zu klein. Die Kurven zeigen deutlich, wie der Wind die noch nicht an ihn gewöhnten Räupchen nachteilig beeinflußt, so daß sie in genauer Reihenfolge der Windstärken hintereinander bleiben. Allmählich haben sie sich an den Wind gewöhnt und holen nun sogar das Versäumte um so stärker nach, je schwächer der Wind ist. Je stärker der Wind ist, desto mehr verflacht die Kurve in ihrer Spitze. Das Hereinholen gelingt immer schwerer und muß durch längere Entwicklungsdauer ausgeglichen werden. Die S-Kurven der oberen Darstellung zeigen bei Versuch III und IV, daß die dort herrschenden Windstärken keinen besonderen Einfluß auf das Kotgewicht haben im Vergleich zu den unbewindeten Versuchen I und II. Versuch V läßt erkennen, daß diese Windstärke einen merklich stärkeren Einfluß besitzt, daß sie an der Grenze dessen, oder darüber liegt, was der Schwammspinner von Natur gewöhnt zu sein scheint.

Kotzahl: Die Annahme, daß sich Kotzahl proportional zu Kotgewicht verhalten würde, hat sich nicht von Versuch zu Versuch bestätigt. Die Zählungen ergaben:

---

[1]) Hier sei nochmals erwähnt, daß die Raupen im Durchschnitt eine schwächere Windstärke traf, als beim Ausströmen in den Zuchtraum gemessen wurde.

Versuch	I	II	III	IV	V
W. G. in m/sec	0	0	1,35	1,61	1,96
Zahl der Raupen zu Beginn des Versuches	50	50	50	50	50
Raupenzahl zur Verpuppungszeit	48	47	47	49	47
Gesamtkotzahl abzüglich der ersten 15 Tage	35 363	39 273	40 396	40 569	41 029
Kotzahl je Raupe	736	818	859	820	873

Wenn auch Versuch I die geringste und Versuch V die höchste Kotzahl aufweisen, so zeigt doch Versuch IV starke Unregelmäßigkeit.

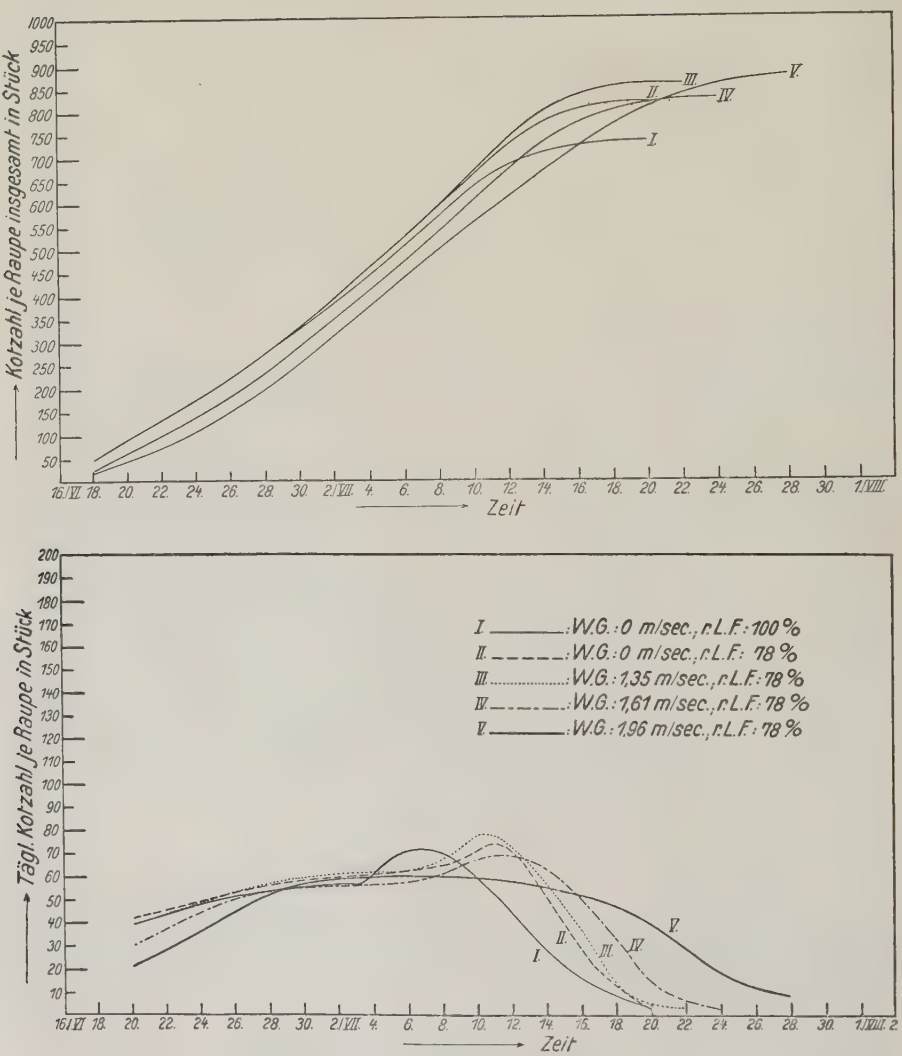


Abb. 3.
Kotzahl je Raupe, oben addierend aufgetragen, unten als Hügelkurven aus der oberen Darstellung gebildet. (Schwammspinner.)

Trotzdem durch wiederholte Nachprüfung kein Fehler gefunden werden konnte, scheint sich einer eingeschlichen zu haben, der nicht mehr nachweisbar ist. [Alles in allem dürfte das Kotgewicht die Verhältnisse klarer darlegen als die Kotzahl, weil es die Gesamtmasse genauer erfaßt, als das Zählen die oft sehr kleinen und zerfallenen Kotstücke. Das Resultat, daß der Wind auch die Kotzahl erhöht, wird dadurch im Prinzip nicht berührt.]

Abb. 3 ist nach denselben Grundsätzen entworfen wie Abb. 2. Bei der oberen Darstellung der summierten Kotzahlen sind Versuch I, II und III anfänglich so gezeichnet, als ob sie dieselben Resultate geliefert und erst später variiert hätten. Dazu sei bemerkt, daß ein Unterschied von Anfang an vorhanden war, doch so gering, daß ein unübersichtliches Zusammenfließen der Kurven die Folge gewesen wäre. Als diese Gefahr nicht mehr bestand, liefen die Kurven auseinander.

Die untere Darstellung hebt durch die Hügel hervor, wie 1—2 Tage vor der einsetzenden Verpuppung rasch noch im Übermaß gefressen wurde. Das wurde bei stärkstem Wind völlig ausgeschaltet, dafür aber die Fraßzeit entsprechend verlängert.

Daß Farbe, Form oder Größe des Kotes sich geändert hätten, konnte nicht bemerkt werden.

IV. Sterblichkeit.

Systematische Untersuchungen über Sterblichkeit durch den Einfluß zu engen Lebensraums auf Insekten wurden in neuerer Zeit von Pearl (8), Friederichs (4) und Chapman (2) unternommen. Bei allen diesen Versuchen, die sich jedoch auf andere Insektenarten beziehen, zeigte sich, daß Lebensfähigkeit und Vermehrung abnahmen, je mehr die Bevölkerungsdichte zunahm. Hofmann (6), dessen Untersuchungen sich auf den Schwammspinner beziehen, stellte fest, daß in den Zuchten, in welchen Übervölkerung herrschte, eine um so größere Sterblichkeit der Raupen eintrat, je stärker die gegenseitige Beengung der Tiere wurde.

Die geringe Sterblichkeit in den vorliegenden Versuchen läßt den Schluß zu, daß die Beengung nicht zu stark war. Wollte man jedoch annehmen, daß die ständige Zufuhr frischer Luft zu größerer Lebensfähigkeit trotz engem Raum beigetragen hat, so widerlegt dies die ebenfalls geringe Sterblichkeit bei ruhender Luft.

Alle Raupen des Schwammspinners zeigten sich vom Schlüpftage an gesund und lebensfähig. Bis zur Verpuppung ist ein Versuchstier ertrunken, 11 weitere gingen an unbekannten Ursachen zugrunde. Infektionskrankheiten machten sich während der Versuchsdauer nicht bemerkbar. Es ist nicht anzunehmen, daß die 11 Stück oben erwähnten Tiere derartigen Krankheiten erlegen sind, da solche erfahrungsgemäß stets weiter um sich greifen und in vorliegendem Fall bei dem gedrängten Zusammenleben der Raupen sicher mehr Opfer gefordert

hätten. Das bewies auch das ganze Material im Laboratorium: Die 500 Reserveraupen, die außerhalb der Versuchsreihen in einem Zwinger von 8000 ccm Fassung aufgezogen wurden, zeigten bis zur Verpuppung ebenfalls nur 7 Todesfälle.

Bei den laufenden Versuchen trat außer den vorhin genannten Todesfällen noch eine Verkrüppelung einer weiblichen Puppe auf. Der Falter schlüpfte mit kaum sichtbaren Flügelstummeln, wurde trotz zahlreich vorhandener ♂♂ nicht begattet und legte auch keine Eier ab, hatte sie jedoch im Abdomen ausgebildet. Diese nur einmal aufgetretene Erscheinung läßt sich mit der Bewindung wohl kaum in Zusammenhang bringen.

Auf Nonne und Ringelspinner sei hier näher eingegangen, da in den Zuchten dieser Versuchstiere Krankheiten in starkem Maße auftraten. Es geht nicht an, die Resultate an den übrig gebliebenen Tieren zu Schlüssen heranzuziehen, da bei diesen die Gewißheit fehlt, daß sie völlig gesund waren. Dies ist um so fraglicher, als bei den später auftretenden Puppen und Faltern dieser Versuchstiere Verkrüppelungen, Verjauchungen und zu früher Tod eintrat, was vermutlich mit den in diesen Zuchten auftretenden Krankheiten in Zusammenhang steht.

Nonne: Wie schon beim Abschnitt Material erwähnt, zeigten die Jungraupen nicht die erforderliche Lebensfähigkeit. Vergleicht man die Sterblichkeit in der ersten Hälfte der Entwicklungszeit mit der der zweiten (zusammen von Eiraupe bis Verpuppung), so zeigt sich folgender Zusammenhang:

Versuch	I	II	III	IV	V
W. G. in m/sec	0	0	1,35	1,61	1,96
Sterblichkeit in der ersten Hälfte der Entwicklungszeit in Stück	12	28	14	10	12
Sterblichkeit in der zweiten Hälfte der Entwicklungszeit in Stück	26	14	4	13	16
Sterblichkeit insgesamt in Stück	38	42	18	23	28
Zahl der Raupen bei Versuchsbeginn in Stück	50	50	50	50	50

Aus dieser Zahlenreihe läßt sich kein Schluß ziehen, welchen Einfluß der Wind beim Krankheitsverlauf hatte. Höchstens das eine läßt sich wohl sagen, daß der Wind allein keinen beschleunigenden oder verzögernden Einfluß ausübte. Auf Grund der Feststellung polyedrischer Körper in den verjauchten Raupen handelt es sich im vorliegenden Fall um das Auftreten der Polyederseuche. Ungefähr 200 Raupen desselben Materials, die aber nicht für Versuche Verwendung fanden, gingen alle vor der Verpuppung ein.

Ringelspinner: Anfangs zeigten sich bei der Entwicklung der Jungraupen keinerlei verdächtige Krankheitszeichen. Erst später erkrankten und starben die Versuchstiere in größerem Umfang. 150 weitere Reserveraupen desselben Materials gingen vor der Verpuppung ebenfalls an Polyedrose ein.

Teilen wir auch hier, wie bei der Nonne, die Entwicklungsdauer von Eiraupe bis Verpuppung wieder in zwei Teile, so ergibt sich folgende Sterblichkeitstabelle:

Versuch	I	II	III	IV	V
W. G. in m/sec	0	0	1,35	1,61	1,96
Sterblichkeit in der ersten Hälfte der Entwicklungszeit in Stück	6	2	1	5	3
Sterblichkeit in der zweiten Hälfte der Entwicklungszeit in Stück	36	48	40	33	40
Sterblichkeit insgesamt in Stück	42	50	41	38	43
Zahl der Raupen bei Versuchsbeginn in Stück	50	50	50	50	50

Beim Ringelspinner setzte also die Hauptsterblichkeit erst in der zweiten Entwicklungsperiode ein. Daraus dürfte eine Ansteckung während der Versuchsdauer anzunehmen sein. Die Bewindung scheint auch hier keinen Einfluß auf die Sterblichkeit ausgeübt zu haben. Wie die Tabelle zeigt, tritt keine Beschleunigung bezw. Verzögerung des Krankheitsverlaufes weder bei stagnierender, ruhender, noch strömender Luft ein.

Es gelangten zu voller Entwicklung bis zum Falter beim Schwammspinner 98 %, bei der Nonne 20 und beim Ringelspinner 10 % der angesetzten Versuchstiere. So war wohl nicht die Lebensraumeinengung als solche schuld an größerer Sterblichkeit, sondern die durch sie hervorgerufene günstigere Infektionsbedingung der Krankheit.

V. Verhalten der Raupen bei verschieden starker Luftbewegung.

Der zur Verfügung stehende Raum in den Zuchträumen (Glaszylinder) war für 50 Raupen je Raum (30 cm hoch, 12 cm Durchmesser) nicht sehr groß. Zwecks Erzielung der erforderlichen Windstärken ließ sich die Verwendung schmälerer Zylindergefäße nicht umgehen. Ebenso hätte eine geringere Anzahl Raupen — zur Ausschaltung von Fehlern als Wirkung engen Lebensraums — die Genauigkeit der Versuchsergebnisse beeinträchtigt, die als Durchschnittswerte auf einer möglichst großen Zahl von Versuchstieren fußen mußten.

Vom ersten Tag an, gleich nach dem Schlüpfen aus dem Ei, setzte der Wind gleichmäßig stark ein. Es zeigte sich zunächst, daß die Jungraupen dem Luftstrom mehr als 14 Tage sichtlich auszuweichen versuchten. Späterhin wurde dies nicht mehr bemerkt. Von da an fraßen die Raupen gleichmäßig an allem gebotenen Futter. Je mehr die Entwicklung voranschritt, desto weniger konnte beobachtet werden, daß ihr Verhalten durch die ständig gleichmäßige Luftströmung beeinflußt wurde. Der Phototropismus erwies sich schon vom ersten Tag ab stärker als der von der strömenden Luft ausgehende Reiz. Vor allem die Ringelspinner strebten der hellsten Stelle im Zuchtraum immer wieder zu, selbst wenn die Blätter, an denen sie saßen, oft nur wenige Grade gedreht und die neuen stark bewindet waren. Diese Lichtstrebigkeit

war beim Schwammspinner und der Nonne im Verhältnis zum Ringelspinner geringer, was für die erste und zweite Altersstufe Geltung hat. Späterhin schienen die Raupen vom Licht nicht mehr angezogen zu werden. Neu ist bei dem hinzugekommenen Faktor der Bewindung, daß sich die Raupen bei ihrem Drang nach Licht vom Wind nicht abschrecken lassen, wenigstens nicht von den hier angewandten Windstärken.

Als weiterer Einfluß auf das Verhalten der Raupen wäre die gegenseitige Störung durch zu engen Lebensraum zu nennen. Die ständige Beunruhigung ruft — wie schon Hofmann (6) ausführte — einen erhöhten Kräfteverbrauch hervor. Das Verhalten der kleinen Raupen wies zunächst keine Besonderheiten auf. In den Anfangsstadien ihrer Entwicklung begnügten sich die gesellig lebenden Ringelspinner mit dem Raum auf einem Blatt, während Nonne und Schwammspinner auseinanderstrebten, sich oft ohne ersichtlichen Grund fallen ließen und unruhig umherliefen. Der enge Raum machte sich erst allmählich bei den heranwachsenden Raupen bemerkbar. Je größer sie wurden, desto öfter stießen sie zusammen. Dennoch gingen die Störungen nicht so weit, daß auffallende Entwicklungsstörungen beobachtet werden konnten. Ob die Gesamtnahrungsmenge, die von den Raupen aufgenommen worden war, durch diese Störungen schlechter ausgenützt wurde, läßt sich hier nicht nachweisen. Weiterhin ist auch noch möglich, daß die Raupen wegen gegenseitiger Störung nur ungenügende Nahrungsmengen aufgenommen haben. Dieser Ansicht ist auch Hofmann (6).

Die Bewindung hatte auf die Wahl des Verpuppungsortes keinen Einfluß. Die Raupen schienen sich physiologisch auf die während ihrer gesamten Entwicklung herrschende Windstärke eingestellt zu haben. In allen Versuchen waren die Raupen normal gefärbt.

VI. Verpuppung.

Dauer der Puppenruhe: Alle Puppen wurden laufend mittelst Wasserfarbe und Pinsel numeriert, ihr Geschlecht nach den bekannten Merkmalen festgestellt, und dann wurden sie wieder ihrer entsprechenden Luftgeschwindigkeit ausgesetzt. Dadurch, daß in jedem Versuch jede Puppe ihre Nummer erhielt, konnte die Puppenruhe genau ermittelt werden, und es ergab sich:

Versuch	I		II		III		IV		V	
W. G. in m/sec	0		0		1,35		1,61		1,96	
Puppenruhe	♂♂	♀♀	♂♂	♀♀	♂♂	♀♀	♂♂	♀♀	♂♂	♀♀
9 Tage	—	—	—	—	—	2	—	—	—	1
10 Tage	—	2	—	8	—	10	—	1	—	12
11 Tage	2	21	3	14	3	9	3	15	1	3
12 Tage	11	3	6	2	17	1	19	3	11	5
13 Tage	9	—	12	—	5	—	8	—	14	—
15 Tage	—	—	2	—	—	—	—	—	—	—

Soweit die Ergebnisse erkennen lassen, hat der Wind keinen sichtlichen Einfluß auf die Dauer der Puppenzeit. Sie bestätigen jedoch die Feststellungen von Ali (1), daß im Gegensatz zur vergleichsweise kürzeren Gesamtentwicklungsdauer der männlichen Raupe, die Puppenzeit in diesem Geschlecht relativ länger als jene der weiblichen Puppe ist. Ali sagt weiterhin: „Biologisch wichtig ist ferner die Tatsache, daß sich beim Addieren von Raupen- und Puppenzeit für ♂♂ und ♀♀ annähernd dieselben Gesamtentwicklungszeiten ergeben. Die raschere larvale Entwicklung der ♂♂ wird durch längere Puppenentwicklung wiederum ausgeglichen. Es hängt hiermit zusammen, daß ♂♂ und ♀♀ in freier Natur gleichmäßig nebeneinander auftreten, ohne daß etwa, wie bei vielen anderen Faltern eine Protandrie besteht." Diese Sätze können nach den vorliegenden Beobachtungen und Ergebnissen im Prinzip unterstrichen werden. Ganz genau stimmt diese Zeit allerdings nicht, denn in jedem Versuch wurde festgestellt, daß die ersten ♂♂ schon ein bis zwei Tage alt waren, ehe die ersten ♀♀ schlüpften, und daß gegen Ende oft zwei bis drei ♀♀ von einem ♂ begattet wurden, da die meisten ♂♂ schon tot waren.

Bei der Nonne benötigten die ♂♂ in der Mehrzahl neun und zehn Tage Puppenruhe, die ♀♀ acht und zum Teil neun Tage. Sie schlüpften rund ein bis zwei Tage früher als die Schwammspinner. Beim Ringelspinner konnte nichts positives festgestellt werden, weil Puppen und Schmetterlinge zu verseucht waren.

Die an den Schlüpftagen herrschende Temperatur konnte auch etwas zur Verkürzung oder Verlängerung der Puppenruhe beigetragen haben. In windstillen und bewindeten Gefäßen blieben die Puppen gleich ruhig liegen. Die Farbe aller Puppen war gleichmäßig und normal.

Puppengewicht: Da sich, wie früher gezeigt, ein gewisser Einfluß strömender Luft auf Kotgewicht und Kotzahl ergeben hatte, war anzunehmen, daß diese Verhältnisse auch im Puppengewicht in Erscheinung treten. Die Gewichtsunterschiede der Puppen in den einzelnen Versuchen lassen darauf schließen, daß strömende Luft den Stoffwechsel der Raupen zu beeinflussen vermag. Nachstehende Tabelle zeigt die Ergebnisse der Versuche nach ♂♂ und ♀♀ getrennt in Durchschnittsgewichten:

Versuch	I	II	III	IV	V	I	II	III	IV	V
W. G. in m/sec	0	0	1,35	1,61	1,96	0	0	1,35	1,61	1,96
Geschlecht			♂♂					♀♀		
Zahl der Puppen in Stück	22	23	25	30	26	26	24	22	19	21
Durchschnittsgewicht insgesamt in mg	262	268	300	297	279	670	558	660	648	633
Maximales Einzelgewicht in mg	372	376	367	401	368	852	948	944	948	887
Minimales Einzelgewicht in mg	175	119	218	238	155	433	246	374	517	405

Bei Versuch II waren die Raupen auf engeren Raum zusammengedrängt, was die geringeren Gewichte zur Folge haben kann. Betrachtet man die Gewichte der drei bewindeten Versuche für sich, so zeigt sich bei ♂♂ wie bei ♀♀ deutlich, daß das Gewicht bei Windzunahme abnimmt. Diese Abnahme war aber nicht von so großer Bedeutung für den Einzelorganismus, daß sie auf Fortpflanzung oder Lebensfähigkeit einen besonderen Einfluß ausüben konnte, wie wir später bei der Eizahl sehen werden. Die untersuchte Rasse scheint an Faltergröße kleiner, Gewicht schwächer und Eizahl geringer zu sein, als deutsche Rassen. Sie variiert in ihren Durchschnitten nicht stark. Bemerkenswert ist, daß durch Gegenüberstellung von Puppen- und Kotgewicht nachgewiesen wird, daß die Bewindung den Betriebsstoffwechsel erhöht, den Baustoffwechsel verringert.

VII. Falter.

Schlüpfen: Das Schlüpfen erfolgte in allen Abstufungen strömender Luft völlig normal. Die Tabelle beim Abschnitt „Dauer der Puppenruhe" gab gleichzeitig ein Bild über die Schlüpffolge der Falter. Auf die verschiedenen Windstärken reagierten die frisch geschlüpften Falter in keiner Weise.

Kopula: Die träge umhersitzenden ♀♀ wurden durch Bewindung weder vor, noch während, noch nach der Kopulation gestört. Selbst nicht bei etwas stärkerem Wind.

> In einem Fall konnte festgestellt werden, daß ein ♂ drei ♀♀ zweimal und zwei ♀♀ einmal begattete, also innerhalb von zwei Tagen acht Begattungen erreichte. Die Eier aller fünf ♀♀ erwiesen sich später als zu 95 % befruchtet und entwickelten sich normal, wie dieses Frühjahr festgestellt werden konnte. Weiterhin konnte beobachtet werden, daß jedes ♀ sich ein zweites Mal begatten ließ, nachdem es ungefähr $^2/_3$ seiner Eier abgelegt hatte und eine Legepause antrat. Kein ♀ konnte bei einer dritten Kopulation beobachtet werden.

Waren bei den ♀♀ die Flügel erhärtet (2—3 Stunden nach dem Schlüpfen) und fehlten die ♂♂ zur Begattung, so hielten die brünstigen ♀♀ die Flügel waagrecht ausgestreckt und breiteten sie etwas aus. Das Abdomen hielten sie ebenfalls waagrecht und ließen die Legeröhre austreten, mit der sie langsam zuckende Bewegungen ausführten. Gelangten sie dabei in strömende Luft, so unterließen sie dieses Gebaren, setzten es aber gleich wieder fort, sowie der Wind in seiner Stärke gleichmäßig blieb.

Bei den wenigen Nonnen- und Ringelspinnerweibchen konnte keine Begattung bemerkt werden. Weil sich aber Nonneneier später entwickelten, so mußte nachts eine Begattung stattgefunden haben.

Über das Geschlechtsverhältnis liegt in der Literatur nur eine Angabe von Ali (1) vor, der ein Geschlechtsverhältnis von 1,3 : 1 fand. Er betont allerdings: „Ob dieses Geschlechterverhältnis das für die Art normale ist, oder ob es durch das Auftreten der Polyederseuche irgendwie beeinflußt wurde, muß einstweilen dahingestellt bleiben. Ich vermute, daß es durch die genannte Krankheit etwas zu ungunsten der ♀♀ verschoben wurde." Bei den Schwammspinnerversuchen verhielt es sich folgendermaßen:

Versuch	I	II	III	IV	V
W. G. in m/sec	0	0	1,35	1,61	1,96
♂♂	22	23	25	30	26
♀♀	26	24	22	19	21

Dieses Ergebnis sagt, daß sich ♂♂ und ♀♀ rund wie 1,1 : 1 verhalten. Ein Einfluß strömender Luft machte sich hier nicht bemerkbar.

Die Falter, die während der gesamten Dauer ihres Lebens unter den verschiedenen Abstufungen strömender Luft gehalten wurden, zeigten keine Beeinträchtigung ihrer Lebensdauer. Die durchschnittliche Lebensdauer war für ♂♂ wie für ♀♀ Falter sowohl in den Versuchen mit bewegter Luft, als auch im Kontrollversuch mit ruhender Luft annähernd dieselben, nämlich 4—8 Tage. Das entspricht bei einer Temperatur von 18—20 ° C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 78—80 % den Untersuchungen von Ali (1), wobei jedoch keine bewegte Luft angewandt wurde.

Bei Nonne und Ringelspinner ist das Faltermaterial zu gering, um daraus Schlüsse ziehen zu können.

Eiablage: Nachdem sich hatte nachweisen lassen, daß das Puppengewicht bei zunehmender Bewindung abnahm, konnte auch angenommen werden, daß sich entsprechend der Abnahme des Puppengewichts (ähnlich wie das von anderer Seite für die Nonne nachgewiesen wurde) die Zahl der Eier verringern würde. Das Verhältnis zwischen Eizahl und Puppengewicht der Versuchstiere ist in folgender Tabelle niedergelegt:

Versuch	I	II	III	IV	V
W. G. in m/sec	0	0	1,35	1,61	1,96
Durchschnittsgewicht je weiblicher Puppe in mg	670	558	660	648	633
Abgelegte Eier je Weibchen in mg	179	234	209	123	205
Legereife Eier im Abdomen je Weibchen in mg	2	12	22	30	16
Produzierte Eier je Weibchen in mg	181	246	231	153	221
Zahl der Weibchen je Versuch .	26	24	22	19	21

Aus diesem Ergebnis kann geschlossen werden, daß die Bewindung innerhalb der genannten Intensität auf die Eiproduktion keinen Einfluß hat. Die zunehmende Gewichtsabnahme der Puppen mag hier

vielleicht in geringerer Körperfeuchtigkeit oder leichterem Bau der einzelnen Insekten liegen. Das ist nicht leicht festzustellen. Auffallend hoch erscheinen die Zahlen über unabgelegte reife Eier in den Ovarien. Dabei muß jedoch berücksichtigt werden, daß das eine oder andere Weibchen gegen Ende der Versuche unbegattet blieb, weil kaum mehr ein Männchen da war. Diese waren ja bälder geschlüpft. Auch begattete nicht jedes Männchen. Immerhin erscheint es wahrscheinlich, daß Wind die Falter an restloser Eiablage etwas behindern kann.

VIII. Zusammenfasssung.

1. Bewegte Luft (Wind) hat, in Windstärken angewandt, die Freilandverhältnissen nahekommen, unter vergleichbaren Temperatur- und Luftfeuchtigkeitsbedingungen Einfluß auf die Entwicklung von Lepidopteren.
2. Der Einfluß strömender Luft tritt am deutlichsten bei der Entwicklungsdauer des Raupenstadiums hervor. Hier stellt sich mit zunehmender Windstärke Verlängerung der Entwicklungsdauer ein.
3. Die Sterblichkeit wird durch die angewandten Windstärken weder erhöht noch verringert, ebenso wird der Verlauf von Infektionskrankheiten nicht beeinflußt.
4. Kotgewicht, Kotzahl und Puppengewicht von Versuchstieren, die unter Luftströmungen verschiedener Intensität aufgezogen werden, lassen erkennen, daß den Windstärken entsprechend der Betriebsstoffwechsel erhöht und der Baustoffwechsel verringert wird.
5. Puppen-, Falter- und Eistadium werden nicht nachweisbar beeinflußt, d. h. die angewandten Windstärken beeinträchtigen weder das Fortbestehen noch die Fortpflanzungsstärke der untersuchten Arten.
6. Die Ergebnisse stimmen bei den drei untersuchten Arten (Schwammspinner, Nonne und Ringelspinner) grundsätzlich überein.

IX. Literatur.

1. Ali, M., Experimentelle Untersuchungen über den Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Entwicklung des Schwammspinners, Porthetria dispar L. Zeitschrift für angewandte Entomologie Bd. XX, S. 366 ff. Berlin 1933.
2. Chapman, R. N., Animal Ecology. New York and London 1931.
3. Escherich, K., Das neue Gesicht der Forstentomologie. Forstwissenschaftliches Zentralblatt 1930, Heft 12.
4. Friederichs, K., Die Grundfragen und Gesetzmäßigkeiten der land- und forstwirtschaftlichen Zoologie. Berlin 1930.

5. Geiger, R., Das Klima der bodennahen Luftschicht. Braunschweig 1927.
6. Hofmann, C., Der Einfluß von Hunger und engem Lebensraum auf das Wachstum und die Fortpflanzung der Lepidopteren. Zeitschr. f. angew. Entomologie Bd. XX. Berlin 1934.
7. Marcus, B. A., Die Entwicklung der Forleule (Panolis flammea Schiff.) 1931 im Lorenzer Reichswald. Zeitschr. f. angew. Entomologie Bd. XX, Heft 2. Berlin 1933.
8. Pearl, R., The biology of Population Growth. New York 1925.
9. Shelford, V. E., Laboratory and Field Ecology. London 1929.
10. Uvarov, B. P., Weather and Climate in their Relation to Insects. Conference of Empire meteorologists, 1929. Agr. Sect. London 1929.

Kampf um den Raum bei der Schildlaus Lepidosaphes ulmi L.

Von

Eugen Smirnov und **W. Polejaeff.**

(Zoologisches Institut der Universität Moskau)

(Mit 15 Abbildungen.)

1. In unseren früheren Arbeiten, der Erscheinung massenhafter Sterilität bei den Schildläusen *Lepidosaphes ulmi* L. und *Chionaspis salicis* L. gewidmet,[1]) hatten wir folgende Gesetzmäßigkeiten konstatieren können. Natürliche Populationen beider Arten sind in bezug auf ihre Dichte äußerst variabel: neben vereinzelt sitzenden Individuen begegnen wir öfters auch sehr dichten Ansiedlungen, welche in kompakten Massen die Baumrinde bedecken. Im letzteren Fall besteht die Population zu einem beträchtlichen Teil aus sterilen Weibchen, in deren Schilden keine Eier enthalten sind.

Eine statistische Analyse beweist zur Genüge, daß die Zahl solcher steriler Individuen mit der Populationsdichte wächst. Es handelt sich dabei nicht um etwa eine der Dichte proportionelle Zunahme, sondern um ein Anwachsen des Prozentsatzes steriler Weibchen. Bei hohen Werten der Populationsdichte bilden die Sterilen beinahe die Hälfte der gesamten Population. — Um die Ursachen dieser Erscheinung kümmerten wir uns damals nicht, indem wir uns auf eine Feststellung der Tatsache selbst beschränkten. Nunmehr sind wir bestrebt, auch die ursächliche Seite der Frage zu analysieren.

2. Wie es bereits seitens mancher Forscher betont wurde, sind die Wachstumsbedingungen für dicht angesammelte Läuse wesentlich andere, als wenn eine Schildlaus isoliert daliegt. Die Tiere erleiden nämlich als Regel Deformationen ihrer Schilde, was als eine natürliche Folge eines dabei entstehenden Gedränges zu betrachten ist.

---

[1]) E. Smirnov and W. Polejaeff, The density of population and the sterility of the females in the Coccid *Lepidosaphes ulmi* L. Journ. Anim. Ecology 1934, 3. — E. Smirnov und N. Wiolovitsh, Über den Zusammenhang zwischen der Populationsdichte und Eierproduktion der Weibchen bei der Schildlaus *Chionaspis salicis* L. Zeitschr. f. angew. Entom. 1933, 20.

Wächst die Laus ungehindert, so ist die Schildachse geradlinig und der Schild selbst symmetrisch (Abb. 1). Ganz unbedeutende Unebenheiten und Vorsprünge der Rinde genügen jedoch, um eine Ablenkung von der ursprünglichen Wachstumsrichtung und eine darauffolgende krummlinige Deformation des Schildes hervorzurufen.

So stieß z. B. die Schildlaus auf Abb. 2 kurz vor Abschluß ihres Wachstums auf einen kleinen Rindenvorsprung. Ihr Schild erlitt eine dem Rande des Vorsprungs entsprechende Krümmung. Es können aber zuweilen auch mehrere solcher Hindernisse begegnen. Eine Schildlaus (Abb.3) stieß z. B. in einem frühen Wachstumsstadium auf den Vorsprung *a*, wodurch die erste Krümmung des Schildes entstand. Die zweite erfolgte erst gegen Ende der Wachstumsperiode als Folge eines

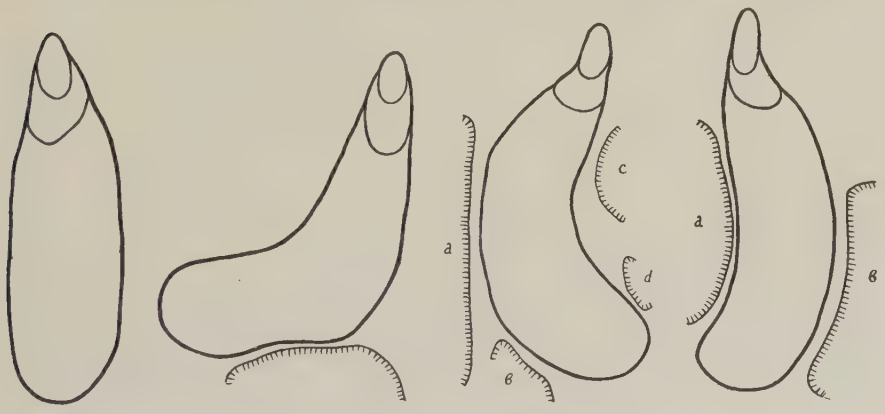


Abb. 1. Abb. 2. Abb. 3. Abb. 4.

Zusammenstoßes mit dem Vorsprung *b*. Die beiden anderen Vorsprünge, *c* und *d*, regulierten zur selben Zeit ihr Wachstum von rechter Seite.

Ein weiteres Beispiel bietet die Schildlaus auf Abb. 4, welche anfangs einem Vorsprung *a* begegnete, der ihre Wachstumsrichtung erst unbedeutend ablenken konnte. In ihrem weiteren Wachstumsverlauf stieß sie auf einen anderen, zu ihrer rechten Seite liegenden Vorsprung *b*. Auf diese Weise war die Laus von beiden Seiten zusammengedrängt worden. Sie füllte den engen Zwischenraum aus und nahm seine Umrisse an.

An Hand der angeführten Beispiele können wir begreifen, inwiefern der Schild durch mechanische Hindernisse auch ohne irgendwelche Übervölkerung deformiert werden kann. Die Lebensfähigkeit der Läuse wird dadurch nicht herabgesetzt.

3. In Abhängigkeit davon, auf welche Weise die jungen Läuse im ersten Larvenstadium sich auf der Rinde gelagert hatten, kann ein Zusammenstoßen der älteren Läuse erfolgen. Abb. 5 stellt solch ein Beispiel dar. Aus der gegenseitigen Lage der abgeworfenen Häute der Larven 1. Stadiums (an obersten Enden) können

wir erschließen, daß die Achsen der Läuse *A* und *B* sich anfänglich unter einem Winkel von ungefähr 90 ° kreuzten. Schon im 2. Stadium erfolgte ein Zusammenstoß, was zu einer Änderung der Wachstumsrichtung führte: die neue Richtung wurde die der Resultante. Nach einiger Zeit kam es zu einer neuen Richtungsänderung, da die beiden Läuse mit einer dritten *C* zusammenstießen. Demzufolge wurden sie ge-

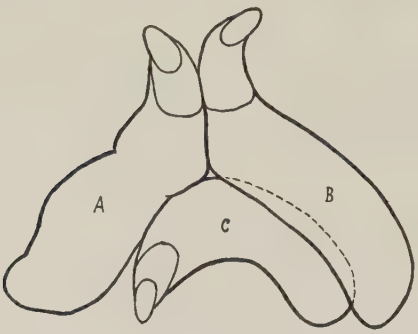


Abb. 5.

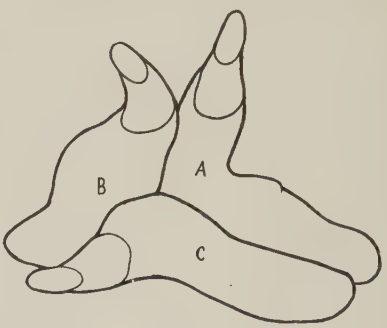


Abb. 6.

zwungen, von neuem auseinanderzugehen. Auch die Schildlaus *C* erlitt eine zweifache Krümmung, infolge eines Zusammenstoßes mit *A* und *B*.

Einen ähnlichen Fall finden wir auf Abb. 6 vor. Das Weibchen *A* befestigte sich als junge Larve aller Wahrscheinlichkeit nach etwas früher als seine Nachbarin *B*, aus welchem Grunde es imstande war, die letztere von der ursprünglichen Wachstumsrichtung abzulenken. Es ist demnach verständilch, daß die resultierende Richtung nach links geschoben ist. Ferner kam es zu einer wiederholten Richtungsänderung von *A* und *B*, da sie beide auf die Schildlaus *C* stießen.

4. Die beiden Faktoren, welche Deformationen der Schilde hervorrufen — die Unebenheiten der Rindenoberfläche sowie die Nachbarschaft der Läuse — können oftmals auch kombiniert einwirken. Das hängt eben von der Lage ab, welche die noch beweglichen Larven bei ihrer Fixation an der Rinde einnehmen, und vom weiteren Wachstumsverlauf. Die ursprüngliche Position der beiden Läuse auf Abb. 7 schloß ihre Begegnung aus, da jedes von ihnen für ein freies Wachstum genug Platz hatte. Dessenungeachtet kam es zu einem Zusammenstoßen, da die beiden großen Rindenvorsprünge den wachsenden Läusen im Wege standen. Der zwischen denselben übriggebliebene Raum war aber zu eng, so daß eine Überdeckung des Schildes von *B* erfolgte.

Ein komplizierterer Fall ist auf Abb. 8 dargestellt. Die gegenseitigen Beziehungen von *A* und *B* sind denen auf Abb. 7 ähnlich, durch die Anwesenheit eines dritten Weibchens *C* aber etwas verwickelt. Letzteres erlitt eine sehr starke Krümmung und wurde außerdem vom Weibchen *B* zu einem beträchtlichen Teil überdeckt.

5. In den bisher erörterten Fällen handelte es sich um Schilddeformationen, welche den betreffenden Läusen keinen besonderen

Nachteil bringen und auf jeden Fall nicht lebensgefährlich sind. Verschiedenartige Krümmungen kommen so oft vor, daß sie eher als eine normale Erscheinung zu betrachten sind.

In einer Menge von Fällen aber wird der Zusammenstoß gefährlich oder gar fatal. Abb. 9 kann uns als Beispiel dienen. Die Läuse *A* und *B* waren im ersten Larvenstadium ziemlich weit voneinander entfernt. Ein Zusammenstoß war aber offenbar unvermeidlich. Er fand statt in dem Moment, wo die Laus *B* erst einen kleinen Schild gebildet hatte, jedoch ins Imaginalstadium bereits übergegangen war, desgleichen auch *A*. Die Folge des Zusammenstoßes war die, daß vorerst der seitliche Teil des Schildes von *B* durch die Laus *A* von der Rinde losgerissen ward, dann aber auch deren Kopfteil und Rüssel. Die Laus *A* erlitt eine beträchtliche Ablenkung, das Weibchen *B* aber kam wegen Nahrungsmangel um, bevor es zur Eiablage schreiten konnte.

Wir bringen ferner noch einige Beispiele eines fatalen Erfolges des Zusammenstoßes. So ergab die Begegnung zweier Schildläuse *A* und *B* (Abb. 10) die uns schon bekannte charakteristische Doppelbildung. Am Ende des Wachstumsverlaufs stießen sie mit einer dritten Laus *C* zusammen, welche ebenfalls fast reif war, die Eier aber noch nicht abgelegt hatte. Der vereinte Druck ihrer Schilde führte zu einem Losreißen des Kopfendes von *C* von der Rinde, worauf der Hungertod erfolgte. — Auf Abb. 11 und 12 bringen wir Fälle fataler Resultate des Zusammenstoßes unter den Bedingungen einer Übervölkerung. Die Interpretation dieser Beispiele bietet uns nach allem Gesagten keine Schwierigkeiten. Die beiden mit Punktierung markierten Weibchen auf

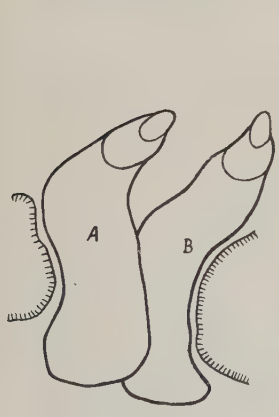


Abb. 7.

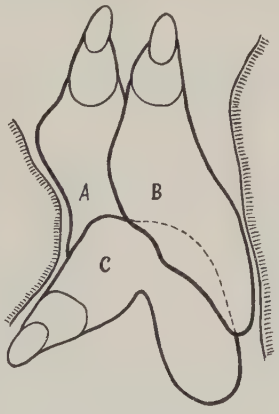


Abb. 8.

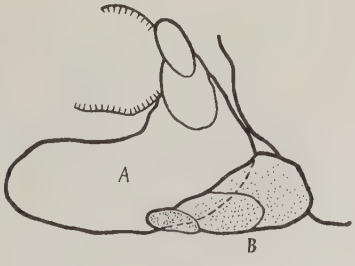


Abb. 9.

Abb. 11 gingen in ersten Tagen des Imaginalstadiums zugrunde, durch ihre Nachbarinnen vom Substrat losgerissen. Ein noch stärkeres Gedränge von Läusen finden wir auf Abb. 12 vor. Wir können daraus leicht ersehen, daß der entscheidende Moment, welcher das fatale Schicksal eines Individuums bestimmt, eben das Losreißen des Kopfteiles vom Nährsubstrat ist. Zwar liegt der Körper des Weibchens *A*

größtenteils auf dem Schilde seiner Nachbarin *B*, sein Kopfende aber bewahrt die Berührung mit der Rinde, welcher Umstand ihm eine ungehinderte Nahrungsaufnahme und Eiablage gestattete. Auch die übrigen vier mit ihren Köpfen der Rinde anliegenden Weibchen konnten die Eiablage glücklich vollenden, während die beiden Weibchen

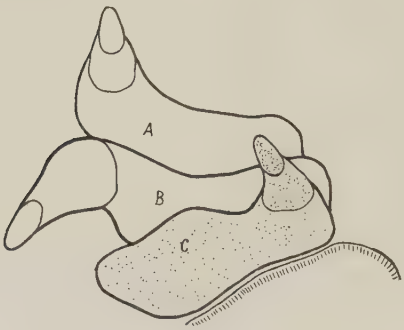


Abb. 10.

Abb. 11.

(punktiert!), deren Köpfe auf fremden Schilden liegen, vorzeitig gestorben und aus diesem Grunde steril geblieben waren.

6. Was geschieht mit der Schildlaus, wenn ihr Kopfende von der Rinde losgetrennt wird? Den Hauptwiderstand bei einem Losreißen leistet der Rüssel, der äußerst lang ist und tief in die Rinde eindringt. Unsere Beobachtungen zeigen zur Genüge, daß der Rüssel nicht etwa aus der Rinde herausgezogen, sondern in seinem proximalen Teil zerrissen wird. Das können wir z. B. auf Abb. 13 sehen, wo das Weibchen *A* seine Entwicklung bis zur Eiablage glücklich vollendet, dabei im Prozeß

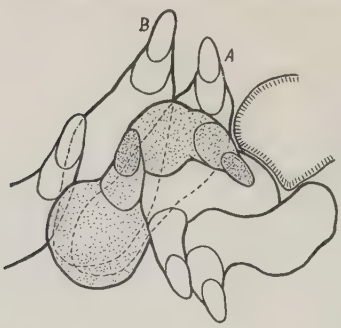


Abb. 12.

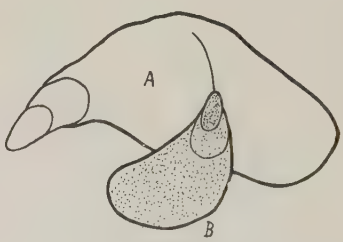


Abb. 13.

des Heranwachsens seines Schildes den Kopfteil der Laus *B* von der Rinde losgerissen hatte. Wir sehen den übriggebliebenen proximalen Teil des Rüssels von *B* auf dem Schilde der Laus *A* liegen. Auf Abb. 14 bringen wir zum Vergleich zwei Läuse, deren eine (Abb. 14 a) ihren Lebenszyklus normal vollendet, die zweite (14 b) aber vorzeitig von

der Rinde losgerissen wurde. Die Rüsselborsten sind im zweiten Fall beträchtlich kürzer, da ihre distalen Enden abgebrochen worden waren.

7. Alle bisher besprochenen Fälle beziehen sich auf die Winterperiode. Wir analysierten die Schilde bereits abgestorbener Läuse und konstatierten dabei, ob die betreffenden Weibchen die Eier abgelegt hatten oder vorzeitig umkamen, ohne die Eier zu entwickeln bezw. abzulegen. Diese Analyse wurde durch Beobachtungen und Experimente während der Sommerperiode ergänzt: es schien uns interessant, bestimmte Gesetzmäßigkeiten auch an der wachsenden Population zu verfolgen.

Ein Eschenzweig mit überwinterten Eiern wurde als Materialquelle genommen und mehrere Rindenstückchen davon an einem im Blumentopf wachsenden Pappelzweig befestigt. Die in Mengen ausgeschlüpften beweglichen jungen Larven besiedelten sehr dicht die Pappelrinde und ergaben Populationen verschiedener Dichte. Zwar gingen viele Larven indessen zugrunde, die am Leben gebliebenen waren jedoch zahlreich genug. Unter natürlichen Bedingungen (öffentliche Gärten von Moskau) ging das Ausschlüpfen gleichzeitig vor sich.

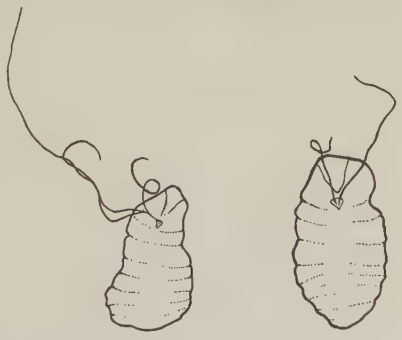


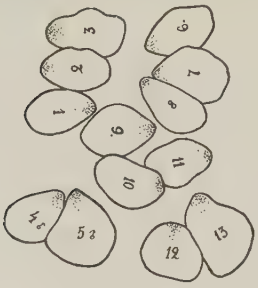
Abb. 14.

Nachdem die Larven sich an der neuen Rinde befestigt hatten, wählten wir einzelne Probegruppen aus und verfolgten ihr nächstfolgendes Schicksal. Eine dieser Gruppen wollen wir hier näher betrachten.

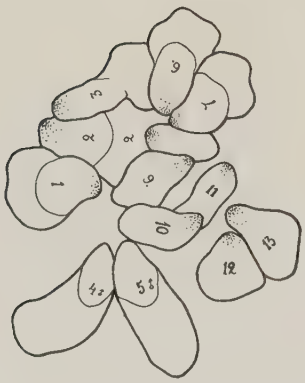
Auf Abb. 15 sind drei aufeinanderfolgende Entwicklungsstadien der Population dargestellt: am 20. Juni, am 5. und 26. Juli. Abb. 15a bezieht sich auf ganz junge Larven, die sich erst vor kurzem befestigt und die Schildausscheidung begonnen haben. Es sind im ganzen 13 Läuse. (Die Numeration bleibt dieselbe für alle drei Stadien.) Die Lage der Läuse ist von Anfang an sehr unregelmäßig, ihre (mit Punktierung markierten) Kopfenden richten sich nach allen Seiten. Schon in diesem Stadium sitzen die Läuse dicht nebeneinander, diese Dichte bringt ihnen einstweilen noch keinen Schaden.

Zwei Wochen später, am 5. Juni, können wir tiefgreifende Änderungen im Zustand der Kolonie beobachten (Abb. 15 b). Intensive Schildbildung hat indessen stattgefunden, und das Gedränge ist nunmehr viel stärker geworden. Die einzige Ausnahme bildet die Laus Nr. 8, deren Größe auf demselben Niveau stehen geblieben ist. Das ist ja auch begreiflich: ihr Kopf lag im Bereich eines intensiven Wachstums des Schildes der Laus Nr. 2, was zu einem Losreißen ihres eigenen Schildes von der Rindenoberfläche seitens Nr. 2 geführt hatte. Sie ist augenblicklich bereits tot, was aus ihrem zusammengeschrumpften Körper ersichtlich ist.

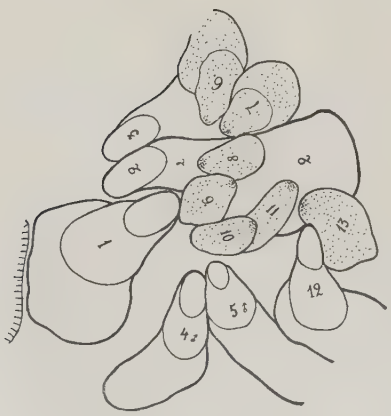
Die nächste Entwicklungsetappe (26. Juli) gestattet uns das endgültige Urteil über das Schicksal unserer Kolonie auszusprechen (s. Abb. 15 c). Neben ausgewachsenen und ins Imaginalstadium übergegangenen Läusen finden wir eine ganze Anzahl solcher, die im larvalen Stadium verbleiben und deren Schilde kein weiteres Wachstum erfahren haben. Eine Nachprüfung ergibt, daß sie durchweg tot sind. Das sind nämlich die Läuse Nr. 6—11 und 13, auf der Abb. 15 c mit Punktierung markiert. Was bedingte ihr vorzeitiges Zugrundegehen?



a



b



c

Abb. 15.

Aus der Abbildung können wir leicht ersehen, daß die Läuse 8—11 und 13 mit ihren Köpfen auf dem großen Schilde Nr. 2 liegen. Sie alle ereilte das gleiche Geschick: die Laus Nr. 2 trennte sie von der Rinde los, wodurch sie der Nahrung beraubt wurden und eines Hungertodes starben. Die Nachbarlaus Nr. 3 brachte in ähnlicher Weise die beiden Weibchen Nr. 6 und 7 indessen um.

Von der Gesamtzahl 13 sind auf diese Weise nur 6 Stück am Leben geblieben, nämlich die, welche die Möglichkeit sich zu ernähren beibehielten. Ihre Köpfe sind wie früher an der Rinde befestigt und die Nahrungsaufnahme ist ungehindert geblieben. Es ist klar, daß deren günstige Lage allein über ihr Schicksal entschieden hatte. Und diese Lage wird bereits im Moment der Befestigung der beweglichen Larve bestimmt. Wären die Läuse Nr. 6, 7, 8 usw. nicht mit ihren Köpfen, sondern mit hinteren Enden den Schildläusen Nr. 2 und 3 zugekehrt, so hätte es ebenfalls zu einem Zusammenstoß geführt, dessen Erfolg aber wäre kein fataler, denn wir hätten in diesem Fall nur mit üblichen Schilddeformationen zu rechnen.

8. Es ist nun angebracht, die Frage nach der Sterilität der Weibchen nochmals aufzuwerfen. Wir haben soeben gesehen, daß ein gegen-

seitiges mechanisches Verdrängen und darauffolgendes Absterben der Schildläuse auf allen Entwicklungsstadien zutreffen kann. Und eher noch als die Eierablage begonnen ist, sind die abgestorbenen Läuse unter Einwirkung des Windes und der Niederschläge bereits abgefallen. Es bleiben nur noch Imagines. Was die im imaginalen Stadium verdrängten Läuse anbetrifft, so bleiben sie auch nach dem Tode an der Rinde befestigt. Solche Individuen bezeichneten wir eben in unseren beiden Cocciden-Arbeiten (wie auch andere Autoren) als sterile. Ihre Sterilität ist demgemäß die Folge eines vorzeitigen Hungertodes.

Damit soll übrigens noch nicht gesagt werden, daß die gesamten Weibchen, bei welchen es nicht zur Eiablage gekommen ist, aus demselben Grund umgekommen sind. Wie wir bereits am anderen Ort erwähnten, kann ein massenhaftes Zugrundegehen der Weibchen im Imaginalstadium auch unabhängig von Übervölkerung und Gedränge stattfinden. Höchst wahrscheinlich handelt es sich in diesen Fällen um die Folge eines allgemeinen Abtrocknens des betreffenden Zweiges. Es kann dabei vielleicht auch die Raubmilbe *Hemisarcoptes* mitgespielt haben. Und doch bleibt der in dieser Abhandlung dargelegte Kampf um den Raum der Grundfaktor des Massenaussterbens der Schildläuse. Wir hoffen genügend klar gezeigt zu haben, daß ein reiner Zufall darüber entscheidet, ob eine Schildlaus am Leben bleibt oder eines Hungertodes stirbt. Situationsvorteile und nicht individuelle Eigenschaften spielen dabei die Rolle.

In diesem Zusammenhang wird auch die von uns früher festgestellte Tatsache begreiflich, daß die Zunahme der Bevölkerungsdichte von einem Anwachsen des Prozentsatzes steriler Weibchen begleitet wird. Je größer die Populationsdichte, desto größer werden auch die Chancen eines fatalen Zusammenstoßes der Läuse, wobei die letzte Wahrscheinlichkeit rascher wächst als die Populationsziffer.

Die von uns bei *Lepidosaphes ulmi* festgestellten Gesetzmäßigkeiten scheinen sich nicht auf diese Art zu beschränken. Wir hatten nämlich auch bei einer anderen Coccidenart, *Chionaspis salicis* L., analoge Erscheinungen beobachten können.

Die eigenartigen Verhältnisse, welche eine Übervölkerung bei unbeweglichen, ihrem Nährsubstrat zugewiesenen Cocciden begleiten, nehmen bei anderen Insekten eine abweichende Form an. In den Versuchen von Pearl[1]) rief die Zunahme der Populationsdichte eine verminderte Eiablage seitens der *Drosophila*weibchen hervor, dank dem Umstand, daß unter diesen Bedingungen die fortwährende gegenseitige Störung der Fliegen zu einem stärkeren Energieverbrauch und physiologischen Erschöpfen der Weibchen führte.

---

[1]) R. Pearl, The influence of density of population upon egg production of *Drosophila melanogaster*. J. Exp. Zool. 1932, 63.

Aus den interessanten Versuchen von Chr. Hofmann[1]) ist es ersichtlich, daß der enge Raum, in welchem die Raupen von *Porthetria dispar* und *Arctia caja* zu leben gezwungen sind, ähnliche Erscheinungen bedingt: verminderte Fruchtbarkeit der Weibchen neben einer Verkümmerung ihres Genitalsystems. Auch in diesem Fall findet gegenseitige Störung der Raupen statt, vielleicht auch chronische Unterernährung. Letzteres wird durch die Versuche an Hungerraupen höchst wahrscheinlich, da hier analoge Resultate vorliegen.

[1]) Ch. Hofmann, Der Einfluß von Hunger und engem Lebensraum auf das Wachstum und die Fortpflanzung der Lepidopteren. Zeitschr. f. angw. Entom. 1933, 20.

Über unsere beiden Spargelkäfer (Crioceris duodecimpunctata L. und Cr. asparagi L.).

Von

Max Dingler (Gießen).

(Mit 20 Abbildungen im Text und 1 Tafel.)

Inhalt.

Seite

I. Allgemeines über die Gattung Crioceris 415
II. Verbreitung der beiden Arten 416
III. Formbeschreibung 417
IV. Zur Anatomie 424
V. Lebensweise 427
VI. Kurze Zusammenfassung 439
VII. Schriftenverzeichnis 440

* * *

I. Allgemeines über die Gattung Crioceris.

Die Arten der Gattung *Crioceris* Geoffr. (Familie *Chrysomelidae,* Blattkäfer) leben sämtlich am Asparageen. Reitter (16) zählt für Deutschland 6 Arten auf, von denen einige selten und in bezug auf ihr Vorkommen auf deutschem Reichsgebiet nicht ganz gesichert sind. Als ernsthafte Schädlinge der Spargelkultur kommen ihres massenhaften Auftretens wegen jedenfalls nur 2 Arten in Betracht:

Crioceris duodecimpunctata L., der zwölfpunktige Spargelkäfer (im folgenden von mir kurz „der Zwölfpunkt" genannt) und

Crioceris asparagi L., das Spargelhähnchen (im folgenden von mir kurz „das Hähnchen" genannt).

Die Gattung gehört mit den Gattungen *Lema* Lacordaire (hauptsächlich Bewohner von Gräsern und Getreide) und *Lilioceris* Reitter (Liliaceen-Bewohner, „Lilienhähnchen") zur Unterfamilie *Eupodae,* Tribus *Criocerini.*

Die Unterfamilie *Eupodae* unterscheidet sich von allen übrigen Chrysomeliden durch den vorgestreckten, nicht unter den Halsschild einziehbaren Kopf, der hinter den Schläfen halsartig eingeschnürt ist, und durch den schmalen, die Breite der Flügeldecken auch nicht annähernd erreichenden Halsschild.

Die Tribus *Criocerini* ist gekennzeichnet (im Gegensatz zu den *Donaciini)* durch das kurze erste Fühlerglied, die innen ausgerandeten Augen, das kahle Schildchen und (im Gegensatz zu den *Orsodacnini*) die Punktstreifen (Grübchenreihen) auf den Flügeldecken.

Von den beiden anderen Gattungen der Tribus ist *Crioceris* ohne weiteres durch die mit Flecken oder Binden geschmückten Flügeldecken unterschieden, von *Lema* besonders noch durch die freien, an der Basis nicht verwachsenen Klauen.

Damit ist auch der Habitus unserer beiden Schädlinge umrissen, doch weisen die zwei Arten eine Reihe ausgeprägter morphologischer und biologischer Unterschiede auf. In ihrer wirtschaftlichen Bedeutung und in den Voraussetzungen für ihre Bekämpfung stimmen sie dagegen so weitgehend überein, daß sie im folgenden gemeinsam behandelt werden sollen. Es lassen sich auf diese Weise gerade die Unterschiede der beiden Arten anschaulicher gegenüberstellen.

II. Verbreitung der beiden Arten.

Die Spargelkäfer sind in Europa lange bekannt, hat doch Linné (13) bereits beide Arten beschrieben. Sie scheinen sich überall da, wo Spargel gebaut wird, rasch auszubreiten. So erzählt Sajo (17), daß in Ungarn auf einer Sandfläche, die vorher Hutweide war, nach Anlage einer Spargelpflanzung die Käfer sogleich massenhaft auftraten. Die Erklärung liegt darin, daß der Spargel eine dort fast überall wildwachsende, wenn auch nirgends in großer Menge auftretende Pflanze ist. Krainsky (11) erwähnt beide Arten für Rußland.

Eingehend wurde die Ausbreitung der beiden Käfer nach ihrer Einschleppung in Nordamerika verfolgt. *Crioceris asparagi* soll dort nach Chittenden (4) 1856 eingeschleppt worden sein, und zwar bei Astoria im Staat New York. 1860 machte sich der Käfer hier zum erstenmal störend bemerkbar, 1862 drohte er bereits in Queens County (New York) die gesamte Spargelzucht zu zerstören (!). Bis zu diesem Jahr hat er in manchen Gegenden des Staates New York $^1/_3$ der Spargelanlagen vernichtet und einen Schaden von schätzungsweise 50 000 $ verursacht.

Er war also drüben bereits ein bekannter und berüchtigter Schädling („the common asparagus beetle"), als 1881 durch Otto Lugger auch die andere Art, *Crioceris 12punctata* („the twelvespotted asparagus beetle") an Spargelwildlingen bei Baltimore, Maryland, entdeckt wurde.

In der Folgezeit findet der „Wettlauf" der beiden Arten statt, die nach Norden und später auch nach Westen immer mehr an Boden gewinnen. Eine große Zahl von Beobachtungen (Sanders, R. V. Smith, Felt, Fernald, Fletcher, Drury, A. P. Gorden, Lowe, Howard, Riley, Lintner u. a.) stellen die jährlich zunehmende Ausbreitung in den Vereinigten Staaten in den Jahren 1892—1907 fest. 1898 kommen beide Käfer gemeinsam in

Kanada an, 1901 beginnt die Ausdehnung westwärts. *Cr. 12punctata* hat 1902 New Haven (Connecticut), *Cr. asparagi* 1903 Columbus (Ohio), 1905 Cincinnati (Ohio) erreicht [Chittenden (3)]. Für das Vordringen in das Innere des Kontinents ist nach Chittenden bemerkenswert, daß es an die Nähe von Wasser gebunden war.

Von Miatello (14) wird *Cr. asparagi* für Buenos Aires erwähnt.

Endlich finde ich bei Heinze (10) die Angabe, daß dieser Käfer auch in Afrika (Madibira, Deutsch-Ostafrika) vorkommt, und zwar die ab. *Schusteri* Heyden, die sich in nichts (!) von den mitteleuropäischen und amerikanischen Tieren unterscheiden soll.

III. Formbeschreibung.

Der Zwölfpunkt, *Crioceris duodecimpunctata* L. (Tafel, Fig. 1), hat eine Länge von 5—7 mm. Meine Messungen ergaben (in mm):

	Körperlänge	Größte Breite der Flügeldecken	Größte Breite des Halsschildes
Maximum	6,8	3,0	1,5
Minimum	5,0	2,2	1,3
Mittelwert	5,98	2,68	1,39

Die Messungen ließen ferner erkennen, daß auch bei schwankender Körpergröße die Proportionen ziemlich konstant bleiben. Die Breite des Halsschildes ist annähernd genau die halbe größte Breite der beiden Elytren. Wo sie darüber liegt, handelt es sich meist um ♂♂, wo sie darunter liegt (infolge der größeren Breite des Abdomens), meist um ♀♀. Ein sicheres äußeres Geschlechtsmerkmal stellt dieses Breitenverhältnis aber nicht dar, wie überhaupt die beiden Geschlechter des Käfers nicht durch ein eindeutiges äußeres Symptom zu unterscheiden sind.

Die Körpergestalt von *Crioceris 12punctata* ist auf Abb. 1 schematisch, aber im genauen Größenverhältnis der Teile dargestellt. Die Zeichnung mag eine eingehende Habitusbeschreibung ersetzen. Im ganzen ist der Käfer gedrungener, stärker chitinisiert und höher gebaut als *Cr. asparagi*. Das drückt sich auch in der größeren Dicke der Fühler und der Beine aus. Bei beiden Arten ist das zweite Glied der elfgliedrigen Antennen das kleinste. Die Flügeldecken sind beim Zwölfpunkt stärker geschultert und gegen Spitze und Außenrand stärker gewölbt. Die Mundwerkzeuge sind in Abb. 2 wiedergegeben. Sie entsprechen dem allgemeinen Chrysomelidentypus und sind ebenso auch bei *Cr. asparagi* gebaut.

Die Farbe des Zwölfpunkts ist ein lebhaftes Gelbrot oder Ziegelrot, das aber niemals die Leuchtkraft etwa der scharlachroten Flügeldecken von *Coccinella septempunctata* erreicht (diese fällt denn auch, wo sie gemeinsam mit dem Zwölfpunkt und seiner Brut nachstellend auf Spargel angetroffen wird, besonders auf). Es dürfte sich in dem Farbstoff wie bei vielen anderen Käfern um einen „Fettfarbstoff“ (Lipo-

chrom) handeln, der dem pflanzlichen Carotin verwandt ist. Getötete, längere Zeit getrocknete Käfer bleichen zu bräunlichem Rotgelb, auf den Flügeldecken bis zu stumpfem Gelb aus. Daher wohl auch die

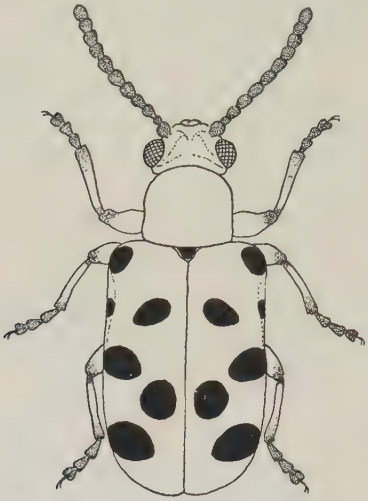


Abb. 1. Habitusbild von *Crioceris 12punctata.* Schematisch.

Abb. 2. Mundteile von *Crioceris 12punctata.* Leitz Oc. 1, Obj. 2, Tub. 16 cm, auf $^1/_3$.

falsche Angabe, die in populären Veröffentlichungen zuweilen angetroffen wird, die Flügeldecken des Zwölfpunkts seien „grünlich gelb"(!).

Die Veränderung der Farbe auf der Elytre geht in der Weise vor sich, daß zuerst auf der glatten Fläche die Gelbfärbung einsetzt, während das Rot in ringförmigen Höfen um die Flügeldeckengrübchen etwas länger erhalten bleibt.

Folgende Teile haben nicht die gelbrote Grundfarbe, sondern sind schwarz: Antennen, Clypeus und Mandibeln zum Teil, Palpen, Augen,

Abb. 3. Variation in der Pigmentierung der Abdominalsternite von *Crioceris 12punctata.*

die Unterseite des Prothorax, der ganze Meso- und Metathorax, also auch das Scutellum, ferner eine variierende Fleckung auf den Sterniten des Abdomens (in Abb. 3 dargestellt), die Coxen zum Teil, sämtliche

Trochanteren und Tarsen sowie das Ende der Schenkel und der Anfangsteil und die distale Hälfte (oder Drittel) der Tibien. Schwarz sind endlich auch die charakteristischen Makeln auf den Flügeldecken, auf die sich der Name der Art bezieht. Über diese — normalerweise in Zwölfzahl vorhandenen — Zeichnungselemente und ihre Variation habe ich bereits an anderer Stelle [D i n g l e r (6)] eine Studie veröffentlicht.

An der Struktur der Flügeldecken sind ferner noch die 10 Reihen runder Grübchen zu erwähnen, die von der Basis parallel gegen die Spitze laufen und sich dort konvergierend paarweise vereinigen. Die Grübchen der nahtwärts und saumwärts laufenden Reihen sind dichter gestellt, diejenigen der inneren Reihen geräumiger. Die äußerste Grübchenreihe liegt in einer Saumrinne. Dicht an der Naht verläuft von der Basis an noch eine stark verkürzte elfte Reihe von wenigen Grübchen, die sich nur auf etwa $^1/_5$ der Flügeldeckenlänge erstreckt.

* * *

Das Hähnchen, *Crioceris asparagi* L. (Tafel, Fig. 2) ist 5,5—7 mm lang. Seine Länge übertrifft also ein wenig diejenige der vorher beschriebenen Art, das Verhältnis der einzelnen Körpermaße schwankt aber noch weniger als bei dieser. Von meinen Messungen gebe ich hier wieder die Grenzwerte (in mm):

	Körperlänge	Größte Breite der Flügeldecken	Größte Breite des Halsschildes
Maximum	6,8	2,5	1,5
Minimum	5,6	2,2	1,2
Mittelwert	6,37	2,36	1,35

Auch bei dieser Art ist weder im Breitenverhältnis der einzelnen Körperteile noch sonstwie ein zuverlässiges äußeres Geschlechtsmerkmal vorhanden.

Abb. 4 zeigt die Körperform des Käfers in 2 typischen Zeichnungsvarietäten. *Crioceris asparagi* ist schlanker, weichhäutiger und flacher, im ganzen also zierlicher als *Cr. 12punctata.* Die ebenfalls vorhandenen Schulterecken der Flügeldecken treten nicht so stark hervor wie dort. Die Elytren — auch an den Abbildungen zu erkennen — sind bei *asparagi* reichlich doppelt so lang, bei *12punctata* nicht ganz doppelt so lang als zusammen breit.

Das Hähnchen ist in der Färbung wesentlich bunter als der nur zweifarbige Zwölfpunkt. Die Grundfarbe des Körpers ist schwarz mit grünem Metallglanz. Nur an den mit hellen Borsten lose besetzten Fühlern geht dieser Metallglanz vom 3. oder 4. Glied an in ein mattes Schwarz über. Der Prothorax ist oben und an den Seiten hell braunrot, die Tibien in ihrem proximalen Drittel dunkel rotbraun. Hebt man die Flügel des Käfers ab, so sieht man hinter dem (ebenfalls schwarzen) Metanotum die blauschwarz glänzenden Tergitenplatten des Abdomens, die den hellen Intersegmentalhäuten in der in Abb. 5 wiedergegebenen

Abb. 4. Habitusbild von *Crioceris asparagi* in den 2 häufigsten Pigmentierungstypen. Schematisch.

Anordnung aufgelagert sind. *Cr. 12punctata* zeigt den gleichen Bau der Tergitenplatten, nur sind sie dort wie ihre Umgebung rotgelb gefärbt und heben sich daher kaum ab.

Abb. 5. Anordnung der Tergitenplatten auf Metanotum und Abdomen von *Crioceris asparagi*. *Str* Stridulationsorgan.

Der hell braunrote, mit bald dichter, bald geräumiger gestellten punktförmigen Grübchen besetzte Halsschild (Pronotum) ist entweder völlig einfarbig, oder er trägt auf seiner Scheibe zwei schwarze, undeutlich konturierte Punkte oder Flecken (Abb. 4 a), die zu Halbkreisen verlängert oder auch in einer gabelförmigen Figur verbunden sein können (Abb. 4 b). Die Ausbildung dieser Zeichnung ist aber völlig unabhängig von derjenigen auf den Flügeldecken, so daß nicht etwa ein Überwiegen dunklen Pigmentes auf den Elytren auch stärkere Betonung des Halsschildornamentes zur Folge hat.

Den größten Schwankungen ist die Zeichnung der Flügeldecken unterworfen, wie ich bereits in einer früheren Veröffentlichung [Dingler (6)] nachgewiesen habe.

* * *

Ein Organ, welches den *Crioceris*-Arten (wie den *Criocerini* überhaupt) eigentümlich ist, sei noch besonders hervorgehoben. Diese Käfer führen auch den deutschen Namen „Zirpkäfer", denn sie vermögen mittels eines Stridulationsapparates ein charakteristisches Geräusch hervorzubringen. Der von mir bereits in einer vorläufigen Mitteilung

behandelte Gegenstand [Dingler (5)] soll hier ausführlicher dargestellt werden.

Faßt man einen Spargelkäfer (Hähnchen oder Zwölfpunkt) zwischen den Fingern an Kopf und Halsschild (und zwar am besten so, daß Zeigefinger und Daumen von der Seite her den Käfer ergreifen) und bringt ihn ans Ohr, so vernimmt man ein hohes, in kurzen Tönen abgesetztes Zwitschern; nach Baier (1) ist das Geräusch von *Crioceris 12punctata* noch aus 1,3 m Entfernung zu hören. Die Lautäußerung von *Crioceris asparagi* ist merklich schwächer. Anfangs folgen die Töne langsamer aufeinander, mit zunehmender Schnelligkeit steigt die Tonhöhe. Doch findet die Aufeinanderfolge nie so schnell statt, daß die Einzeltöne nicht voneinander zu unterscheiden wären.

An den zirpenden Käfern kann man mit freiem Auge beobachten, wie sie die Spitze des Abdomens sehr schnell hintereinander ausstrecken und einziehen. Landois (12) sagt vom Lilienhähnchen *Lema (= Lilioceris) merdigera* L.: „Der Käfer vermag in einer einzigen Minute diese reibende Bewegung gegen 200mal auszuführen". Nach Messungen, welche Baier (l. c.) vorgenommen hat, ist die Zahl der Schläge bei *Crioceris 12punctata* eine wesentlich höhere: in der Minute 480—1080, durchschnittlich 600.

Das Organ, mit dem dieser Ton hervorgebracht wird, besteht (wie bei allen zirpenden Insekten) aus einem unbewegten oder passiven (tangierten) Teil, der also den Saiten einer Geige entspricht, und einem bewegten oder aktiven (tangierenden) Teil, der die Stelle des Fiedelbogens einnimmt. Dudich (7) unterscheidet zwischen einer *„Pars stridens"* (Reibplatte), die mit Rillen *(Striolae)* versehen ist, und einem *„Plectrum"* von sehr verschiedenartigem Bau. Normalerweise, wie auch bei unseren Käfern, ist die *Pars stridens* der aktive, das *Plectrum* der passive Teil des Zirpapparates.

Die *Pars stridens* von *Crioceris* (Abb. 6) befindet sich auf dem letzten Hinterleibstergit unmittelbar hinter dessen Vorderrand (in Abb. 5 mit weißer Farbe eingetragen). Sie stellt eine querovale Platte dar, die in der Medianlinie längsgeteilt ist; bei der Behandlung mit KOH-Alkohol-Nelkenöl-Kandabalsam trennen sich in dieser Längslinie die beiden Hälften leicht ein Stück weit von vorne her, wie dies z. B. in Abb. 7 angedeutet ist. Das ganze Organ hat eine Länge von 0,24 und eine Breite von 0,40 mm bei *Cr. 12punctata,* etwas weniger bei *Cr. asparagi.* Bei *Cr. 12punctata* ist es von rötlichgoldener, bei *Cr. asparagi* von dunkel bronzener oder schwarzer Farbe. Im letzteren Fall hebt es sich nur durch seine Glätte von der teils (vorne) beschuppten, teils (hinten) beborsteten Umgebung ab. In der photographischen Wiedergabe auf Abb. 6 ist die Schuppenregion des letzten Tergites zu beiden Seiten der Reibplatte durch die helle, die sich daran schließende Borstenregion durch die dunklere Farbe zu erkennen.

Bei mikroskopischer Betrachtung der Platte sieht man, daß sie auf ihrer Fläche etwa 80 (in einem Fall von mir gezählt: 86) parallel

laufende, gerade, nur in unmittelbarer Nähe der medianen Unterbrechungslinie etwas nach vorn gebogene *Striolae* trägt, die also (bei einer Länge des Gesamtorgans von 0,24 mm) einen gegenseitigen Abstand von 3 μ haben (Abb. 7 R). Am Seitenrande des Organs gehen

Abb. 6. Abdomen von *Crioceris asparagi* mit dem aktiven Stridulationsorgan (Pars stridens) auf dem letzten Tergit. 15 : 1. — Mil. 30, phot. K.

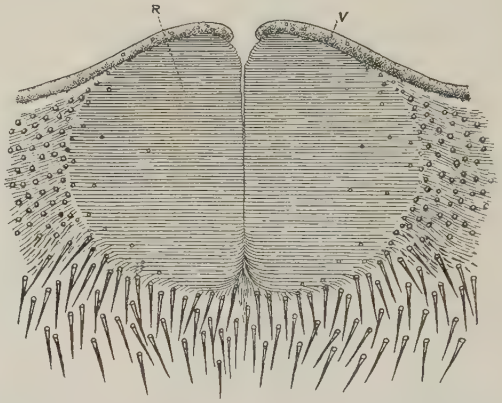


Abb. 7. Aktives Stridulationsorgan von *Criocoris 12punctata*. *R* die Rillen (Striolae) der Reibplatte, *V* Vorderrand des letzten Tergites. — Leitz Oc. 1, Obj. 8, Tub. 16 cm, auf 1/3.

diese Rillen, wie Abb. 7 ebenfalls zeigt, in die nicht mehr geradlinig verlaufende Leistenstruktur des Tergites, besonders seines beschuppten Teiles, über. Von dem entsprechenden Organ bei *Lilioceris lilii*, wie es Baier (l. c.) wiedergibt, weicht die *Pars stridens* also in manchen Einzelheiten ab.

Als den passiven Teil des Lautapparates bezeichnet Prochnow (15) lediglich eine Menge feiner Zähnchen, die auf einem parallel dem Hinterrande der Elytren auf deren Unterseite sich erhebenden Wulst stehen. Auch nach Gahan (9) soll ein gegen seine Umgebung deutlich abgegrenztes *Plectrum* bei *Crioceris* nicht vorhanden sein. Ich glaube ein solches aber gefunden zu haben. Bei hinreichender Vergrößerung (Leitz Obj. 8 Oc. 1) ist neben den „Zähnen", die mir mehr wie spitzenwärts konvergierende Borstenbündel erscheinen, eine schmale Leiste (s. Abb. 8) zu erkennen. Sie verläuft annähernd parallel zum Nahtrand der Elytre und ist an deren Spitze (die bei solcher Vergrößerung allerdings sehr stumpf erscheint) leicht eingekrümmt. (In Abb. 8 entspricht die mit Sp bezeichnete Stelle der Flügeldeckenspitze). Die Leiste ist mit einer großen Zahl kleiner, spitziger, nach hinten gerichteter Höckerchen besetzt und ist wohl als „Schrilleiste", also als der passive Teil des Zirporganes anzusprechen. Abb. 7 und 8 sind im gleichen Maßstab nach dem mikroskopischen Präparat gezeichnet. Ein Vergleich des Lageverhältnisses ihrer Teile zeigt, daß nur die von mir beschriebene Leiste, nicht aber der weiter außen liegende Wall von „Zähnchen" mit der Reibplatte des Abdomens zusammenwirken kann, zumal wenn die Elytren des zirpenden Käfers, wie das manchmal vor-

kommt, leicht klaffen. Auch spricht gegen die Funktion jener Zähnchen als „Schneiden" ihre flache Lage und der Umstand, daß sie sich weit den Flügeldeckensaum entlang hinziehen, wo sie für die Stridulation keinesfalls mehr eine Rolle spielen können. Eher wäre zu vermuten, daß den Zähnchen oder Borstenbündeln eine Funktion als Reusenapparat bei der Atmung zufällt; liegen doch innerhalb von ihnen unter den Elytren die abdominalen Stigmen.

In Abb. 9 habe ich versucht, die Stridulationsbewegung bei *Crioceris* schematisch darzustellen. In fein ausgezogener Kontur ist das kontrahierte, in punktierter Linie das ausgestreckte (aber nicht mehr vollständig ausgestreckte) Endglied des Abdomens dargestellt. Die rechte Flügeldecke, die nahe ihrer Spitze befindliche „Schrilleiste" und die dieser benachbarten „Zähnchen" sind mit kräftiger Kontur gezeichnet. Die Reibplatte (punktierte Linie) ist beim Zurückziehen des Abdomens etwa über die Hälfte der Schrilleiste (Plectrum) geglitten. Die Zähnchen unter dem Hinterrande der Elytre, und zwar gerade jene, die nach Prochnow als „Schneide" wirken sollten, liegen zu weit außerhalb, um mit der Reibplatte noch in Berührung zu kommen. Durch die nach hinten gerichteten Höckerchen der Schrilleiste erklärt es sich ohne weiteres, daß nur beim Einziehen des Abdomens ein Ton entsteht; das Stridulationsgeräusch muß also ein intermittierendes sein.

Über die biologische Bedeutung der Lauterzeugung bestehen verschiedene Annahmen. Um einen „Lockruf" kann es sich natürlich nur bei Insekten handeln, die zur Wahrnehmung des Rufes auch ein Gehörvermögen besitzen, wie es z. B. bei Grillen, Heuschrecken, Zikaden nachgewiesen ist. Auch ist in diesen Fällen das Zirporgan nur im

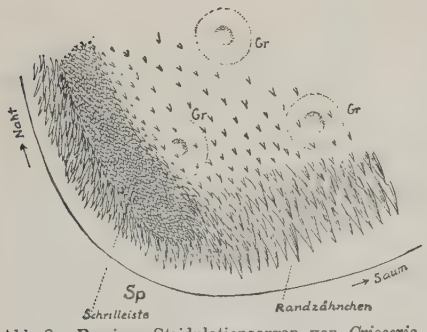


Abb. 8. Passives Stridulationsorgan von *Crioceris 12punctata*. *Sp* Flügeldeckenspitze, *Gr* einige der Flügeldeckengruben. — Leitz Oc. 1, Obj. 8, Tub. 16 cm, auf $^1/_3$.

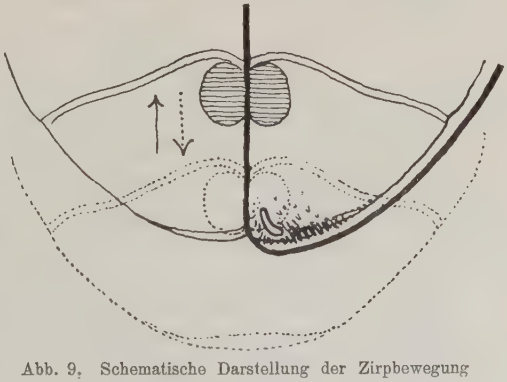


Abb. 9. Schematische Darstellung der Zirpbewegung bei *Crioceris*. (Erklärung im Text.)

♂ Geschlecht ausgebildet, bei *Crioceris* dagegen in beiden Geschlechtern. Damit soll freilich nicht gesagt sein, daß die *Crioceris*-Arten kein Hörvermögen besäßen. Versuche Baiers (l. c.) haben ergeben, daß *Lilioceris lilii* in beiden Geschlechtern hört, während entsprechende Versuche mit *Crioceris 12punctata* negativ verliefen. Das

Ausbleiben einer für uns wahrnehmbaren Reaktion auf Töne ist aber noch kein endgültiger Beweis für das Fehlen der Hörfähigkeit.

Prochnow (l. c. p. 164) sieht in dem Zirpen der Orthopteren auch außerhalb der Paarungszeit „nicht nur Lockruf und Minnesang, sondern eine primitive Kunst, also eine Erscheinung nicht nur zur Förderung des generellen Lebens, vielmehr auch zur Erhöhung der individuellen Lebenslust". An späterer Stelle (l. c. p. 171) sagt er mit Recht, daß andererseits „nicht lediglich zum Zwecke einer indifferenten Gefühlsäußerung ein Stridulationsapparat (noch dazu von so verfeinertem Bau wie bei *Crioceris!* D.) entstehen kann. „Da indes die stridulierenden Insekten, bei denen die Ausbildung der Apparate bei beiden Geschlechtern in gleicher Höhe erfolgt ist, dann und nur dann ihre Tonorgane gebrauchen, wenn sie gestört oder beunruhigt werden, so muß angenommen werden, daß sie den ‚Zweck' haben, die Feinde zu erschrecken."

Auch von *Crioceris* wird übereinstimmend berichtet, daß die Käfer nur stridulieren, wenn man sie anfaßt, bezw. stört. Ich kann diese Beobachtung dahin ergänzen, daß gestörte und dann in eine Blechdose gebrachte Käfer (Zwölfpunkt) hier noch eine Weile nachzirpen, offenbar solange der Eindruck der Störung nachwirkt. Die Schrecktontheorie hat also die größte Wahrscheinlichkeit für sich. Daß aber z. B. insektenfressende Vögel nicht durch das Zirpgeräusch abgeschreckt werden, die Käfer zu fressen, konnte ich durch Magenanalysen von Sperlingen nachweisen, die, wie ich an anderer Stelle ausgeführt habe [Dingler (20)], auf Spargelfeldern auch Individuen von *Crioceris asparagi* aufgenommen hatten.

IV. Zur Anatomie.

Ein anatomischer Unterschied der beiden Arten fällt bei Öffnung des Abdomens sofort in die Augen: abgesehen von dem auch im Fettkörper von *Crioceris 12punctata* reichlich vorhandenen gelbroten Farbstoff haben hier die Vasa Malpighi (mit Ausnahme des der Einmündung zunächst liegenden Teiles) eine schwarzbraune Farbe, bei *Crioceris asparagi* sind sie weiß. Diese auffallend langen, in verschiedenen Richtungen durch das Abdomen geschlungenen Exkretionsschläuche sind in Sechszahl vorhanden. Und zwar münden zwei dünnere Schläuche einzeln zu beiden Seiten dicht hinter dem Metamesenteron in den Dünndarm, die übrigen vier dagegen etwas weiter hinten in einem gemeinsamen, ganz kurzen Ausführgang (Abb. 10).

Von besonderem Interesse ist auch bei diesen Schädlingen der Bau der Geschlechtsorgane, von dem auf die Fruchtbarkeit bezw. die mögliche Eizahl eines ♀ geschlossen werden kann.

Die Ovarien von *Cr. asparagi* lassen jederseits eine um den Durchschnitt 12 etwas schwankende Zahl von dicht aneinander liegenden, mit den Endfäden vereinten, telotrophen Ovariolen erkennen. In Abb. 11 z. B. (von der Bauchseite gezeichnet!) sind links 14, rechts

10 Ovariolen vorhanden. Die Ovariolen eines Ovars münden gemeinsam in einen stark erweiterten „Eikelch". Hier drängen sich zuweilen die zur Ablage reifen Eier aus mehreren Eischläuchen zusammen, wodurch eine weitere, sackartige Ausdehnung des Eikelches eintreten kann. Die einzelne Ovariole enthält, anschließend an die Endkammer, gewöhnlich 3—4 Eier in verschiedener Reife und Größe. Ist damit der ganze Bestand an Eiern, die ein Weibchen überhaupt hervorbringen kann, bereits angelegt, so würde die Fruchtbarkeit etwa 70—100 Eier betragen. Die Eikelche gehen in die kurzen paarigen Ovidukte über, welche sich zu dem ziemlich weiten unpaaren Ovidukt vereinigen. In den Eikelchen und teilweise auch in den Eileitern ist ein gelber Farbstoff abgelagert.

Abb. 10. Einmündung der Vasa Malpighi in den Darm bei *Crioceris asparagi*. (Schematisch.)

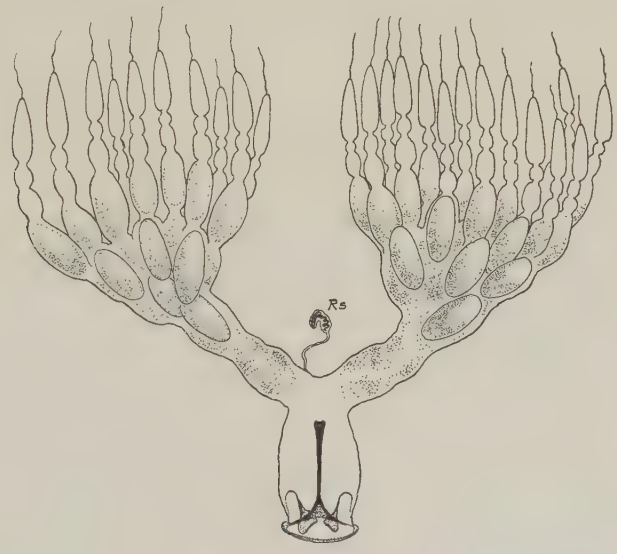


Abb. 11. Die ♀ Geschlechtsorgane von *Crioceris asparagi*. (Schematisch.)

Auf der Dorsalseite mündet in den unpaaren Ovidukt der Gang des *Receptaculum seminis* (Abb. 11 Rs), dessen Chitinkörper eine eigenartige, aus Abb. 12 ersichtliche Form hat.

Beim Zwölfpunkt-♀ sind die Ovarien im ganzen zarter gebaut, die Zwölfzahl konstanter, der Eikelch kleiner und intensiv rotgelb gefärbt. Größere Verschiedenheiten weist in beiden Arten das Chitingerüst auf, das sich unmittelbar an die Genitalöffnung anschließt und den unpaaren Ovidukt auf seiner ventralen Seite stützt. Bei *Cr. asparagi* (Abb. 12) besteht es aus einer ansehnlichen Gabel, deren Stiel sich auf die ganze Länge des unpaaren Ovidukts erstreckt, einer dünnen, aber stark chitinisierten Querspange, die mit dem Endteil der Gabel zusammen einen elastischen Ring für den Durchtritt der Eier bildet, und einer paarigen Klappe, welche zwei dünne Chitinbogen nach der Dorsalseite aussendet, die durch Muskelstränge mit den Enden der Querspange verbunden sind. Bei *Cr. 12punctata* (Abb. 13) ist die Gabel

ebenfalls vorhanden, wenn auch schwächer ausgebildet, an Stelle der paarigen Klappe jedoch treten 2 dunkel chitinisierte, nach hinten gerichtete Doppelzapfen. Auch in kleinsten Fragmenten (Vogelmagen-

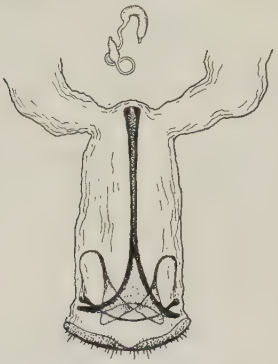


Abb. 12. Chitingerüst des ♀ Genitalapparates von *Crioccris asparagi.*

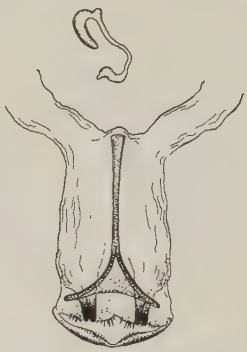


Abb. 13. Chitingerüst des ♀ Genitalapparates von *Crioceris 12punctata.*

analysen!) sind an diesen Gebilden die ♀ Geschlechtsorgane der beiden Arten deutlich voneinander zu unterscheiden. Das *Receptaculum seminis* weicht, wie Abb. 13 zeigt, in Gestalt und Größe von demjenigen der anderen Art ab.

Auffallenderweise sind an den Genitalien keine Anhangsdrüsen (Kittdrüsen) festzustellen, die doch gerade beim *Cr. asparagi*-♀, welches seine Eier mit einer zähen, an der Luft sich schwärzenden Masse an die Unterlage anklebt, in entsprechender Ausbildung zu erwarten wären. Ich nehme also an, daß die anfangs weiße, später braune und schwarze Kittsubstanz aus dem Epithel der Eikelche stammt.

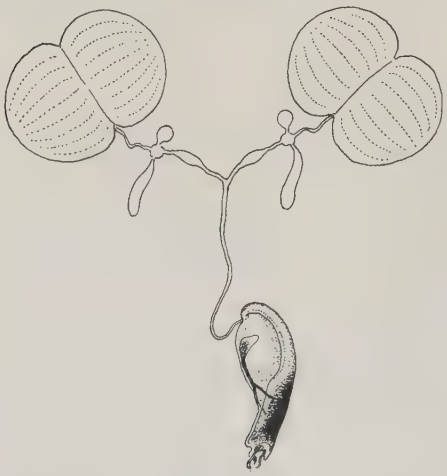


Abb. 14.
Die ♂ Geschlechtsorgane von *Crioceris asparagi.*
(Schematisch.)

An den ♂ Geschlechtsorganen (Abb. 14) nehmen den größten Raum die beiden lebhaft dunkelgelb gefärbten Hoden ein, von denen jeder ein aus zwei Platten zusammengesetztes, annähernd kugeliges Gebilde darstellt. Das sehr zarte *Vas deferens* zeigt alsbald nach dem Austritt aus dem Testikel eine Erweiterung in Form eines runden Bläschens, in welches 2 Anhangsdrüsen einmünden: eine kleinere kugelige und eine größere tubulöse. Vor der Vereinigung zum unpaaren Gang weisen die *Vasa deferentia,* wenigstens in den meisten Fällen, nochmal eine blasige,

hier aber längliche Erweiterung auf. Der unpaare, sich nach hinten immer mehr verengernde Gang ist an der Stelle, wo das Penisgerüst beginnt, zu einer ansehnlichen Ampulle erweitert, die in den vorderen, gekrümmten und rinnenförmig geöffneten Teil des Peniskörpers eingebettet ist. Oben liegt der Ampulle eine hinten gegabelte Chitinspange auf. In seinem hinteren, geraden Teil ist der Chitinkörper des Penisgerüstes vollkommen zur Röhre geschlossen und mit einem komplizierten Klammerapparat versehen. Zu erwähnen ist noch die feste Verbindung der vom letzten Bauchganglion ausgehenden Nervenstränge mit den Genitalien. Die ♂ Geschlechtsorgane beider Arten sind sehr ähnlich gebaut, doch fällt bei *Cr. 12punctata* wieder die wesentlich hellere Chitinisierung des Penisgerüstes auf.

Die dunkelgelbe Farbe der Testikeln hält sich in 75prozent. Alkohol tagelang, in 96prozent. dagegen sind sie nach etwa $^1/_2$ Stunde zu reinem Weiß entfärbt.

V. Lebensweise.

Mit dem Beginn der Vegetationsperiode, also mit dem Schießen der neuen Spargeltriebe, gegen Ende April erscheinen die ersten Käfer von *Crioceris asparagi* in den Kulturen. Am 30. April 1930 fanden wir bereits an jeder Pflanze bis zu 5 Käfer. Ungefähr eine Woche nach dem Hähnchen, Anfang Mai, trat der Zwölfpunkt, wenn auch vorerst noch im allgemeinen in spärlicher Zahl, auf. Am 4. Mai 1930 trafen wir in den Worfeldener Spargelkulturen auf 200 Hähnchen etwa 4—5 Zwölfpunktkäfer, also in dem ungefähren Verhältnis

asparagi : 12punctata = 45 : 1;

aber auch noch am 17. Mai fanden wir auf manchen Feldern ausschließlich *Crioceris asparagi,* auf anderen beide Arten in gleicher Zahl. Im Durchschnitt ergäbe das:

asparagi : 12punctata = 2 : 1.

Bis zum 22. Mai hatte sich das ursprüngliche Verhältnis umgekehrt: der Zwölfpunkt dominierte, das Hähnchen war seltener geworden. Am 30. Mai schätzten wir das Zahlenverhältnis auf

asparagi : 12punctata = 1 : 6.

Dieses Überwiegen des Zwölfpunktes hielt sich etwa einen Monat lang. Erst am 27. Juni schien das Hähnchen wieder häufiger zu sein. Auf einigen Feldern fand es sich in Massen, auf anderen überwog wohl der Zwölfpunkt. Doch ließ sich am 11. Juli ein ganz fragloses Überwiegen von *Crioceris asparagi* feststellen, das wir am 25. Juli auf

asparagi : 12punctata = 5 : 1

schätzten. *Cr. asparagi* erscheint also in seiner ersten (d. h. überwinternden) Generation früher und hält vermutlich in seiner zweiten länger aus, als die — mithin wärmebedürftigere — Art *Cr. 12punctata.*

Auch die von den Spargelzüchtern des öfteren berichtete, von uns nicht nachkontrollierbare Erscheinung, daß in manchen Jahren mit niederen Sommertemperaturen der Zwölfpunkt kaum anzutreffen sei,

würde für die größere Stenothermie dieser Art sprechen. (Man bekommt aber auch zu hören, daß in manchen Jahren nur der Zwölfpunkt zu finden sei, wie es z. B. 1929 bei Worfelden der Fall gewesen sein soll; auch in Schwetzingen war 1929 der Zwölfpunkt ein viel schlimmerer Schädling als das Hähnchen.)

Empfindlichkeit gegen niedrige Temperaturen ist übrigens beiden Arten eigen. Von *Crioceris asparagi* hat Sanderson (18) festgestellt, daß die Nordgrenze seiner Verbreitung in Amerika mit der durchschnittlichen Jahresminimum-Isotherme von ungefähr —10 ° F zusammenfällt. Der gleiche Autor sagt auch (und andere bestätigen es), daß oft ungeheure Mengen des Käfers im Winterlager zugrunde gehen, wenn auf mildes Wetter eine kurze, plötzlich einbrechende Periode strenger Kälte folgt. In Washington erscheint nach Sanderson der überwinterte Käfer im April bei einer Durchschnittstemperatur von ca. 55 ° F. Der Lebenszyklus vom Ei bis zum fertigen Insekt bedarf in Washington einer wirksamen Temperatur von 420 ° F über 55 °, oder von 300 ° F über 60 °, um sich in 3 Wochen zu vollziehen; gemein ist der Käfer auch noch in Durham, wo ihm 1119 ° F über 55 ° bezw. 525 ° F über 60 ° zur Verfügung stehen.

Andererseits sind die Käfer auch gegen abnorm hohe Sommertemperaturen empfindlich; so berichtet Chittenden (4), daß die große Hitze des Sommers 1896 den Larven von *Cr. asparagi* sehr zusetzte. Auch die Eier schienen damals auszutrocknen, und nach dem letzten August war kaum ein Käfer oder eine Larve mehr zu finden.

* * *

Alsbald nach seinem Hervorkommen aus dem Winterlager beginnt das Spargelhähnchen mit der Eiablage, während beim Zwölfpunkt nach den übereinstimmenden Angaben verschiedener Beobachter sich die Eiablage bis etwa einen Monat nach dem ersten Auftreten der Käfer verzögert. Chittenden (2) und Fink (8) vermuten, daß diese Art erst die Entwicklung der Beeren an den Spargelpflanzen abwartet; auch Sajo (17) ist der Ansicht, daß sie erst nach der Spargelblüte an das Brutgeschäft geht und daß ihre Larven nur in den Beeren leben. Ich habe 1932 die ersten Eiablagen von eingezwingerten Zwölfpunktkäfern ebenfalls erst am 29. Mai erzielt. Im Freiland wird die Feststellung des jeweiligen Beginnes der Eiablage von *Cr. 12punctata* erschwert durch die schlechte Sichtbarkeit dieser Eier, im Gegensatz zu den Gelegen von *Cr. asparagi*, welche weithin auffallen.

Besondere Schwierigkeit macht der Nachweis der jährlichen Generationenzahl. Sajo (l. c.) stellt fest, daß die ♀♀ der Spargelkäfer noch Eier legen, wenn ihre ältesten Kinder bereits die ganze Metamorphose durchgemacht haben und als Jungkäfer erschienen sind. Zwei regelmäßige Generationen hält dieser Autor überhaupt für seltene Ausnahmen, nach seiner Meinung gelangt die Mehrzahl der im Laufe des Sommers auftretenden Käfer erst im darauffolgenden Frühjahr zur Ei-

ablage. Die meisten Beobachter sprechen sich dagegen für die doppelte Generation aus, die wohl auch in Deutschland die Regel ist. In Amerika soll es [nach Sorauer-Reh (19)] das Spargelhähnchen zu 2—3, gelegentlich sogar 4 Generationen bringen.

* * *

In ihrem individuellen Verhalten zeigen die Käfer der beiden Arten vom ersten Auftreten an charakteristische Unterschiede.

Das Spargelhähnchen ist trotz seines zierlicheren Körperbaues träger, schwerfälliger, weniger zum Fliegen geneigt als der Zwölfpunkt. Ganz besonders ausgeprägt ist bei ihm das „Sichtotstellen" und „Sichfallenlassen" auf die geringste Erschütterung hin. Will man die Käfer von den Pflanzen absammeln, so ist dies kaum durch unmittelbares Zugreifen möglich, sondern nur, indem man die Hand oder irgend ein Fangmittel vorsichtig unterhält; und selbst bei dem Versuch, sich auf diese Weise der Pflanze zu nähern, wird man es nicht verhüten können, daß die Käfer sich oft schon in dem Augenblick, in welchem die erste Berührung mit der Pflanze stattfindet, zu Boden fallen lassen. Ich könnte mir denken, daß dieses Verhalten ein sehr wirksames Schutzmittel insbesondere gegen den Angriff von Spinnen darstellt. Der auf den Boden gefallene Käfer benimmt sich je nach der Temperatur verschieden. Bei kühler Witterung verbleibt er länger in der „Totstellung", an warmen, sonnigen Tagen beginnt er entweder schon nach wenigen Sekunden zu laufen oder, was noch häufiger der Fall ist, fliegt alsbald von der Stelle, auf die er niedergefallen ist, auf. Sehr selten nur entzieht er sich einer Gefahr unmittelbar durch Abflug.

Der Zwölfpunkt dagegen ändert hierin sein Verhalten mit der Jahreszeit. Die ersten, noch verhältnismäßig trägen Individuen in der niedrigen Apriltemperatur lassen sich leicht von der Pflanze nehmen und klammern sich dabei fest an die Finger des Sammlers, der infolgedessen geradezu Mühe hat, sie ins Glas zu bringen. Im Sonnenschein der Sommermonate (Mai—Juli) jedoch fliegen die Käfer bei Annäherung sofort ab, und als wir Ende Juli bei regnerischem Wetter Freilandbeobachtungen machten, fand ich, daß sie sich (einzeln oder in Copula) noch schneller fallen ließen, als wir das von *Crioceris asparagi* gewohnt waren.

Die Tatsache, daß beide Käfer, wenn sie ergriffen werden, ein hohes zirpendes Geräusch vernehmen lassen, und zwar der Zwölfpunkt merklich kräftiger als das Hähnchen, wurde bereits (S. 424) eingehend behandelt.

Ein auffallender Unterschied im Verhalten der beiden Arten ist ferner der, daß von den ungestört an den Pflanzen sitzenden Käfern der Zwölfpunkt die Antennen stets in einem spitzen, zuweilen nahezu rechten Winkel gespreizt trägt, während das Hähnchen sie dicht nebeneinander-, wenn auch nicht vollständig aneinandergelegt nach vorne gestreckt hält. Vielleicht hat neben der bunten Färbung dieses

schnabelartige Vorstrecken der Fühler die Bezeichnung „Hähnchen" mit veranlaßt (vgl. Tafel, Fig. 1 und 2).

Positive Phototaxis und negative Geotaxis ist beiden Arten eigen, bei dem lebhafteren Zwölfpunkt aber ebenfalls ausgeprägter als beim Hähnchen. Hält man z. B. Käfer beider Arten in einer geschlossenen Sammeldose, in welche man etwas Spargelkraut eingelegt hat, so wird man nach kurzer Zeit fast ausnahmslos die Hähnchen an dem Spargelkraut bezw. in Totstellung auf dem Boden des Gefäßes, die Zwölfpunktkäfer dagegen an dessen Deckel, entweder dicht um das Gitterfenster geschart oder möglichst in die Fuge zwischen Deckel und Dose eingedrängt, antreffen. Denn zu dem Streben nach oben gesellt sich bei eingezwingerten Käfern beider Arten, aber auch hauptsächlich wieder von *12punctata,* eine deutliche Thigmotaxis, die im Freien vielleicht durch die leichte Berührung mit der feinverzweigten Belaubung der Futterpflanze ihre Befriedigung findet. Im Käfig sammeln sich die Käfer gewöhnlich in der Kante zwischen der dem Licht zugekehrten Wand und dem Deckel an.

Abb. 15. Käferfraß (Platzfraß) des Spargelhähnchens. Zeiß Perka.

Im Gegensatz zu den erwähnten Temperamentunterschieden zeigt sich in der Nahrungsaufnahme und Fortpflanzungstätigkeit das Hähnchen als die aktivere Art. Der Käferfraß spielt ja bei beiden Arten nicht die große Rolle, welche dem Larvenfraß zukommt. *Cr. asparagi* beginnt bald nach dem Erscheinen der neuen Spargeltriebe seinen platzweisen Fraß an deren Stengeln (Abb. 15); bei *Cr. 12punctata* jedoch tritt eine wahre Fraßgier erst ein, wenn an den weiblichen Pflanzen die Früchte auftreten. Sie nagen in diese tiefe Löcher, die den Käfer zuweilen ganz aufnehmen, fallen gelegentlich auch mit den angegriffenen und abbrechenden Beeren auf den Boden und fressen dort noch darin weiter. Tafel, Fig. 3 zeigt solche von Zwölfpunktkäfern befallene Spargelbeeren. Am 9. Juli 1932 konnte ich auf einem dreijährigen Feld bei Heidesheim den Zwölfpunkt überhaupt nur an ♀ Pflanzen finden, während das Hähnchen auf Pflanzen beider Geschlechter verteilt war. Es kann also jedenfalls als sicher bestätigt werden, was Chittenden (4) nur als Vermutung ausspricht, wenn er sagt: die Käfer *(Cr. 12punctata)* der späteren Generation scheinen auch die Beeren zu fressen. Den Hauptschaden dieser Art in Amerika sieht Chittenden aber darin, daß die überwinterten Käfer die eßbaren Spargelsprossen im Frühling annagen und so für den Markt

unbrauchbar machen. Eine derartige Schädigung kann natürlich nur eintreten, wo man die Spargel „blau werden" d. h. Chlorophyll bilden und zu diesem Zweck vor der Ernte ein Stück weit aus der Erde schießen läßt. Wo, wie z. B. in unserem Spargelbaugebiet, der weiße Spargel bevorzugt ist, und jede Pfeife daher bis zum Stechen mit Erde bedeckt bleibt, kommt sie nicht in Frage. Werden jedoch den Käfern im Zwinger frische Spargelpfeifen gereicht, so zeigen sie sich — besonders wieder *Cr. asparagi* — ungemein freßlustig. *Cr. 12punctata* bevorzugt dabei die Spargelspitze. Als ich am 4. Mai 1930 etwa 200 Spargelhähnchen drei frisch gestochene Spargel als Futter bot, wurden diese in kurzer Zeit so vollständig zerfressen, daß von jedem nur ein dünner, schnell vertrocknender Strang übrig blieb. Mit dem Beginn der Austrocknung schienen die Käfer den Fraß einzustellen; vom 5. Tag an konnten sie, da sie kein frisches Futter erhielten, höchstens noch vereinzelte abgelegte Eier gefressen haben. Am 19. Mai wurden zwei Partien der Tiere, die immer noch völlig frisch waren und auch häufig in Copula traten, von je ca. 50 Stück isoliert, und zwar die eine mit Zugabe eines angefeuchteten, die andere mit Zugabe eines trockenen Wattebausches.

	25. V.	26. V.	29. V.	1. VI.	18. VI.
Feucht gehalten:					
Käfer lebend	37	29	11	8	0
Käfer tot	12	20	38	41	49
Trocken gehalten:					
Käfer lebend	13	6	2	0	—
Käfer tot	39	46	50	52	—

Bei Fehlen von Feuchtigkeit vermochten einzelne Käfer also [1]) bis zu 23 Tagen zu hungern, bei Vorhandensein von Wasser war der letzte Käfer nach 40 Tagen tot. Freilich handelte es sich dabei um Tiere, die der überwinternden Generation angehörten, also schon eine Lebensdauer von Monaten hinter sich hatten. Mit dem Tode der Versuchstiere konnte demnach, wenigstens bei der Zugabe von Wasser, sehr wohl die normale Lebensgrenze bereits erreicht sein; die Kontrolle mit Käfern, denen Futter gereicht wurde, d. h. meine normale Zucht, gab zur gleichen Zeit kaum geringere Ausfälle. Die Lebensdauer der Käfer hängt also weniger von dem Vorhandensein von Nahrung als vielmehr von Flüssigkeit ab. *Crioceris 12punctata* scheint der Trockenheit weniger standzuhalten als *Cr. asparagi.*

* * *

Die Copula der beiden Arten weicht nicht von derjenigen der übrigen Chrysomeliden, ja überhaupt der meisten Käfer ab. Das ♂ sitzt dabei, etwas schräg nach vorn-aufwärts gerichtet, auf dem ♀ und

[1]) Vom 9. Mai an gerechnet.

hält sich mit den Vordertarsen am Schulterrand von dessen Flügeldecken fest.

Besonders bemerkenswert ist der Unterschied der beiden Arten in der Eiablage. Ganz abgesehen davon, daß *Cr. asparagi* alsbald nach dem Erscheinen der ersten Käfer auch schon beginnt, die Eier an die jungen und jüngsten Spargeltriebe zu kleben, während *Cr. 12punctata* damit noch wochenlang zögert, sind die Gelege des Hähnchens weithin auffallend, jene des Zwölfpunktes nur mit Mühe zu erkennen. Das ist begründet einmal in der großen Zahl der Eier, welche *asparagi* in oft nur geringen Abständen auf einem Pflanzenteil anbringt, sodann in der Farbe der Eier (die bei *Cr. asparagi* grünlich schwarzbraun, bei *Cr. 12punctata* hell bräunlichgrün sind) und endlich in der Art der Ablage (mit dem einen Pol bezw. der Länge nach angeklebt), wovon noch zu sprechen sein wird.

Abb. 16. Eier von *Crioceris asparagi* an einen Spargelstengel abgelegt. 4 : 1. — Summ. 64.

Die Farbe des Eies von *Crioceris asparagi* ist unmittelbar nach der Ablage hellgelb, geht aber bald über ein bräunliches Grün in in fast reines Schwarz mit bräunlich grünem Schimmer über. Seine Form ist länglich oval, mit etwas größerer Verengerung nach dem einen Pol, so daß die größte Dicke nicht in der Mitte, sondern etwa zwischen $^1/_3$ und $^2/_3$ der Länge liegt. Die Größe des Eies wird allgemein mit einer Länge von etwas über 1 mm und ungefähr halber Breite angegeben. Ich gebe aus meinen Messungen folgende Zahlen wieder:

Eier von Crioceris asparagi.

	Länge	Größte Breite (Dm)
Maximum	1,34 mm	0.56 mm
Minimum	1,22 „	0,51 „
Mittelwert	1,28 „	0,53 „

Bei der Ablage werden die Eier von dem ♀ mit dem einen (und zwar dem von der breitesten Stelle entfernteren) Pol mittels eines erst hellen, an der Luft völlig schwarz werdenden Sekretes an der Unterlage befestigt, so daß sie von dieser senkrecht abstehen (Tafel, Fig. 4). Anfangs findet man die Eier besonders häufig an den grünen Trieben der ein- und zweijährigen Pflanzen, nach der Blattbildung auch an deren Stengeln (Abb. 16), später an den chlorophyllhaltigen Teilen älterer

Pflanzen (Stamm, Zweige, Blätter), häufig auch an Blüten. Nicht selten kommt es vor, daß ein Ei auf ein vorher abgelegtes geklebt wird. Eingezwingerte Tiere belegen auch den Deckel und die Wände des Zuchtgefäßes, besonders das Drahtgitter auf der dem Licht zugekehrten Seite, reichlich mit Eiern. Die Dichte, in welcher das Absetzen der Eier erfolgt, hängt neben der Masse der vorhandenen Käfer zweifellos auch von dem vorhandenen Nährmaterial ab. In meiner Zucht wurden auf dem dünnen Stengel eines Sämlings von einem ♀ eine Reihe Eier in folgenden Abständen befestigt: 1,3—1,7—1,5—13,5—1,6 bis 2,2 mm.

Der Käfer vermag eine ziemlich große Zahl Eier unmittelbar hintereinander abzulegen, wozu ihm zweifellos die ansehnlichen Eikelche dienen, in welchen sich die reifen Eier aus den Ovariolen eines Ovars ansammeln. So zählte ich bereits am 1. Mai 1930 auf einem einjährigen Feld bei Büttelborn, an dessen Pflanzen meist je nur 1 Käfer saß, 20 und mehr Eier je Pflanze; an einer Pflanze sogar 70 Eier. Auf einem zweijährigen Feld bei Worfelden (Wd_2), wo sich Mitte Mai 1931 das Hähnchen in ungewöhnlichen Massen fand, stellte ich an mehreren Stengeln, die auf eine Strecke von 15—23 cm belegt waren, folgende Eizahlen fest:

Abb. 17.
Starke Eiablagen des Spargelhähnchens.
Zeiß Perka.

Belegte Länge des Stammes	Zahl der Eier
20 cm	368
21 „	296
16,5 „	218
23 „	343

Solche Pflanzen erwecken den Eindruck, als seien sie mit dicken schwarzen Borsten besetzt (vgl. Abb. 17). Sajo (17) vermutet, *Crioceris asparagi* treibe mit der Art seiner Eiablage „Schattenmimese". Die Theorie erscheint kühn. Es muß aber zugegeben werden, daß die dunklen Eier, der Länge nach an die Pflanze abgelegt, eine noch wesentlich auffallendere schwarze Fläche bilden würden und daß der Schatten des feingegliederten Spargellaubes tatsächlich zuweilen eine dunkle Strichelung bewirkt, welche die Sichtbarkeit der von den Stengeln senkrecht abstehenden Eierchen herabmindert. Diese Schattenbildung macht auch zweifellos die lebhaft gefärbten oder gezeichneten

Imagines der Spargelinsekten — also die Käfer selbst und vor allem die Fliege — schwerer sichtbar.

Die Eier kleben nach Erhärtung der Kittsubstanz ungemein fest an ihrer Unterlage, so daß es kaum gelingt, mechanisch die Verbindung zu lösen, ohne an dieser Stelle das Pflanzengewebe zu verletzen. Die Möglichkeit, die Eier auf chemischen Weg von ihrer Unterlage zu lösen, wurde von uns geprüft. Als Lösungsmittel kamen in Verwendung:

Xylol,
Azeton,
Petroläther,
Tetrachlorkohlenstoff und
Amylazetat.

Abb. 18. Eiablagen des Zwölfpunktes. — Summ. 64.

Während sich die drei erstgenannten Stoffe als unwirksam erwiesen, waren in Amylazetat nach längstens einer Minute sämtliche Eier von ihrer Unterlage gelöst und auf den Boden des Reagenzglases gesunken. Eine ziemlich gute, wenn auch nicht so schnelle Wirkung zeigte auch der Tetrachlorkohlenstoff. Bemerkenswert ist an diesem Vorgang der Abtrennung, daß nicht etwa die kleine Brücke schwarzer Kittsubstanz, durch welche das Ei mit seiner Unterlage verbunden ist, herausgelöst, sondern lediglich die Verbindung dieser Brücke mit der Unterlage aufgehoben wird. Auch an den auf diese Weise von der Pflanze abgetrennten Eiern ist also die Kittsubstanz noch festzustellen. Ein späterer Kontrollversuch mit alten, von den Larven längst verlassenen Eihüllen etwa 8 Monate nach der Eiablage zeigte Tetrachlorkohlenstoff und Amylazetat ungefähr gleich wirksam.

Im Gegensatz zum Hähnchen legt *Crioceris 12punctata* die Eier flach auf die Unterlage, so daß man sie nicht mit dem einen Pol, sondern der Länge nach angeheftet findet (Abb. 18). Die Anheftungsstelle ist aber meist auch nur eine ziemlich kleine, lang ovale Fläche, die dem spitzeren Pol genähert ist. Die Kittsubstanz ist hier ein helles, die

ganze Oberfläche bedeckendes Sekret, das an der Luft nicht schwarz wird, auch nicht die Klebkraft des Kittes von *Cr. asparagi* besitzt. Die Farbe des Eies von *Cr. 12punctata* ist anfangs hellgelb und geht erst allmählich in ein bräunliches Grün über, wodurch das Ei, das zudem mit Vorliebe zwischen 2 Fiederblättchen oder Zweigen angebracht wird, besonders gut gegen Sicht geschützt ist. Das Ei ist nicht nur heller, sondern auch zarthäutiger als dasjenige des Hähnchens; in der Form und völlig glatten, skulpturlosen Oberfläche gleicht es ihm, in der Größe steht es ihm um etwa $^1/_5$ nach.

Eier von Crioceris 12punctata.

	Länge	Größte Breite (Dm)
Maximum	1,17 mm	0,48 mm
Minimum	1,02 „	0,42 „
Mittelwert	1,09 „	0,45 „

In solchen Anhäufungen wie bei *Cr. asparagi* werden die Eier des Zwölfpunktes niemals angetroffen. Im Freien hält es schwer, sie überhaupt zu Gesicht zu bekommen. Sowohl Chittenden (2) als auch Fink (8) gibt an, daß die Eier vorzugsweise auf ältere, bereits belaubte Pflanzen abgelegt werden, und zwar besonders an den belaubten Enden jener Sprosse, die weiter unten Blüten oder reifende Beeren tragen. Die Möglichkeit dazu bietet eben auch der späte Beginn der Eiablage.

In meiner Zucht 1932 haben vom 29. Mai an die Käfer zwar nicht an die dargebotene Futterpflanze, aber an das Gitter des Käfigs eine Anzahl Eier einzeln, in beträchtlichen Abständen voneinander, abgesetzt. Fink hat beobachtet, daß ein ♀ in 45 Sekunden 3 Eier legte, nach Chittenden hat ein ♀, das man über Nacht in Gefangenschaft hielt, 9 Eier — wahrscheinlich in kurzer Zeit — abgelegt; ein ♀ wurde von ihm in der Abenddämmerung, ein anderes am Morgen bei der Eiablage gesehen.

Die Dauer des Eistadiums ist bei beiden Arten wohl gleich, aber je nach der Temperatur Schwankungen von mindestens 5—12 Tagen unterworfen. Aus Eiern von *Cr. asparagi,* die in meiner Zucht zwischen dem 28. und 30. April 1930 abgelegt worden waren, sah ich bei kühlem Frühlingswetter am 10. Mai, also nach 10—12 Tagen, die Larven schlüpfen. Eier, die zu einer wesentlich wärmeren Zeit, am 26. Mai 1932 abgelegt worden waren, hatten dagegen bereits am 1. Juni mehrere Junglarven ergeben, so daß hier die Eidauer höchstens 5 Tage betragen haben kann. Fink gibt für das Eistadium von *Cr. 12punctata* 7—12 Tage an, Chittenden beobachtete bei mäßig kühlem Sommerwetter eine Eidauer der gleichen Art vom 21.—26. Juni, also 5 Tage. Diese sämtlichen Beobachtungen stimmen gut überein.

Vor dem Auskriechen der Junglarve macht sich an dem helleren Ei des Zwölfpunktes eine deutliche Verfärbung bemerkbar: der eine Pol wird ganz dunkel, weil hier der Larvenkopf durchscheint. Die Jung-

larve beißt die Eihülle nicht am Pol, sondern unterhalb davon an der Seite auf (Tafel, Fig. 5). Darauf verläßt sie schnell die Hülle, frißt nicht etwa davon, sondern begibt sich sogleich zum Fraß auf die Pflanze. Schon von Anfang an ist die Larve imstande, als Abwehr gegen Angriffe eine braune (bei *Cr. 12punctata* gelbe?) Flüssigkeit aus dem Munde abzuscheiden. Die Junglarve von *Cr. asparagi* zeigt Tafel, Fig. 6.

Es ist nicht leicht, bei dem gemeinsamen Vorkommen beider Käfer und bei der Schwierigkeit, den Zwölfpunkt zu züchten, die Larven der zwei Arten mit Sicherheit auseinanderzuhalten. Für die Larve von *Cr. 12punctata* wird zwar von den schon mehrfach herangezogenen Autoren (Chittenden, Fink, Sajo) übereinstimmend angegeben, daß sie ausschließlich oder fast ausschließlich in der Spargelbeere lebt. Stimmt das, so müßten jedenfalls die zahlreichen gelben, dunkelgelben und schmutziggelben Larven, die man neben den dunklen Hähnchenlarven und gemeinsam mit ihnen am Spargelkraut fressend antrifft, andersfarbige Individuen der gleichen Art sein.

Die Larve beider Arten ist beim Verlassen des Eies etwas über 1 mm lang und ca. 0,35 mm breit, in ausgewachsenem Zustand ca. 8 mm lang und ca. 4,6 mm breit. Die gekrümmte Altlarve hat eine Länge von etwa 6—7 mm; ihre größte Breite liegt vor dem Hinterende, beim vierten bis fünften Abdominalsegment.

Die Larve von *Cr. asparagi* (Tafel, Fig. 7) ist durch grünlichgrau, die Kopfkapsel und die Beine glänzend schwarz. Am Prothorax, dicht hinter dem Kopf, trägt sie zwei quere, schmale schwarze Chitinplatten, die median voneinander getrennt sind. Jede dieser Platten hat in der Mitte eine der übrigen Runzelung aller Segmente entsprechende Querrinne (in bezug auf die Plattenform: Längsrinne). Das Hinterende der Larven ist meist nach unten eingekrümmt (Tafel, Fig. 8).

In der Beschreibung der Larve von *Cr. 12punctata* folge ich in der Hauptsache D. E. Fink (8), der auch die Unterschiede der drei Häutungsstadien angibt:

Die aus dem Ei kriechende Junglarve ist blaßgelb (fast weiß) bis blaßorange, mit schwarzem Kopf und schwarzen Beinen und jederseits einem schwarzen Fleck am dritten Segment. Am ersten Thorakalsegment zwei längliche, dunkelbraune Platten.

Nach der ersten Häutung wird der Kopf hellgelb und der Körper dunkler orangegelb. In diesem Stadium erreicht die Larve eine Länge von 4 mm.

Im dritten Stadium zeigt die Körperfarbe größere Mannigfaltigkeit: einige Individuen sind bräunlich gelb, andere hell orange, andere gar grau oder grauorange (Sajo spricht sogar von „lilafarbigen"). Der Kopf ist ganz gelb, die Beine hellbraun. Jedes Segment, mit Ausnahme des Analsegmentes, trägt jederseits ein Stigma.

Wo das Hähnchen in größeren Massen auftritt, wird sein Larvenfraß dadurch weithin sichtbar, daß oft über ganze Feldreihen hin die

Mehrzahl der Pflanzen, wenigstens in den oberen, verästelten Teilen, völlig skelettiert werden. Zwanzig Larven vermögen so einen kräftigen, belaubten Trieb einer zwei- oder dreijährigen Pflanze in wenigen Tagen seines Chlorophylls zu berauben; die kahlgefressenen Teile starren dann wie dürre, weiße Besenreiser in die Luft. *Cr. asparagi* ist also unter allen Spargelschädlingen derjenige, der durch seinen Larvenfraß (zu

Abb. 19. Ein einjähriger, von den Käferlarven abgefressener Spargeltrieb neben einem gesunden. Zeiß Perka.

Abb. 20. Von den Käferlarven skelettierter Trieb einer dreijährigen Pflanze. Zeiß Perka.

dem noch der bescheidenere Käferfraß kommt) den am meisten in die Augen fallenden Schaden an der Pflanze ausübt. Abb. 19 zeigt einen von den Larven kahlgefressenen neben einem gesunden einjährigen Trieb, Abb. 20 den skelettierten Trieb einer älteren Pflanze.

Der Fraß der Zwölfpunktlarve ist dagegen, wenn sie wirklich nur oder hauptsächlich von der Spargelbeere sich nährt, harmlos zu nennen. Wo sie aber ihre Nahrung in gleicher Weise wie die Hähnchenlarve sucht (erste Generation!), ist auch ihre Schadenwirkung die gleiche. Von dem Beerenfraß der Larve sagt F i n k (l. c.), daß die aus dem Ei

kriechende Larve nicht sogleich zu fressen beginnt, sondern erst am Stengel wandert (in einem Fall wurde ein solches Wandern von 4 Stunden beobachtet), bis sie eine Beere findet, in die sie sich sodann einbohrt. In 45 Minuten ist sie völlig in die Beere eingedrungen. Bei dem Einbohren bevorzugt sie eine Stelle entweder unter einem Kelchblatt oder zwischen zwei Kelchblättern. Da das Bohrloch so durch den Kelch verdeckt bleibt, hält Fink dieses Vorgehen für eine Schutzmaßnahme. Er hat niemals mehr als eine Larve in einer Beere gefunden. Die Larve bleibt einige Tage in der ersten Beere, häutet sich (die Haut findet man dann in der verlassenen Beere) und bezieht eine neue Frucht. Die zweite Häutung erfolgt in der zweiten oder auch dritten Beere. Nach dieser zweiten Häutung kann sie den Inhalt einer Frucht (je nach deren Größe) in 24 Stunden oder noch kürzerer Zeit völlig ausfressen. Bis zu dem Zeitpunkt, da sie verpuppungsreif in den Boden geht, kann sie also 4 Beeren vertilgen. Durch diesen Fraß schadet *Cr. 12punctata* höchstens der Samenzucht, aber auch nur in geringem Maße.

Die Dauer des Larvenstadiums wird mit 7—10 Tagen angegeben. Diese Zahl dürfte aber nur in der Nähe des Temperaturoptimums zutreffen.

Zur Verpuppung gehen die Larven beider Arten in die Erde und spinnen sich hier einen länglich-ovalen Seidenkokon, der durch anhaftende Erdteilchen eine unregelmäßige Form bekommt; auf der Innenseite ist er vollständig glatt und schmiegt sich dicht um die Larve. Chittenden hat eine Zwölfpunktlarve, welche die Beere am 7. Juni verließ, am 16. Juni in den Kokon eingesponnen gefunden; hier wurde sie noch 3 Tage lang als Larve erkannt, am 21. Juni war sie sicher verpuppt. Am 30. Juni schlüpfte die Imago. Eine andere Larve ging am 18. Juni in die Erde und ergab am 3. Juli den Käfer. Fink gibt als Dauer der Puppenruhe 12—20 Tage an.

Die Puppe (Tafel, Fig. 9 links) ist anfangs hellgelb, später lebhaft dunkelgelb; nach einer Woche heben sich die Augen braun ab und die Beine beginnen gelb mit schwarzer Zeichnung durchzuschimmern. Die Spitzen der Flügelscheiden ragen bis an den Hinterrand des vorletzten Bauchsegments. Auf der Rückenseite sind 8 Segmente des Abdomens sichtbar. Über die Medianlinie des Rückens zieht sich eine seichte Rinne, die vor allem auf dem ersten (größten) Segment deutlich ausgeprägt ist. Die Fühlerscheiden sind rückenwärts hinter die Tibiofemoralgelenke der Beine gelegt. Länge der Puppe 5,4 mm, Breite 2,2 mm. Die leere Puppenexuvie (Tafel, Fig. 9 rechts) ist glashell, in allen Falten weiß.

Für die gesamte Entwicklungsdauer der Sommergeneration von *Cr. 12punctata* errechnet Fink 20—32 Tage. Die Käfer dieser Generation, die in Ithaca am 20. Juli schlüpften, legten am 1. August die ersten Eier, aus welchen um den 9. August die Larven der zweiten (überwinternden) Generation auskrochen. Die Käfer der zweiten Gene-

ration von *Cr. 12punctata* sollen um den 20. September das Winterlager beziehen. Von *Cr. asparagi* aber fanden wir noch am 25. September 1930 eine beträchtliche Zahl nicht nur erwachsener, sondern auch halbwüchsiger Larven (neben den Imagines) in den Kulturen. Auch diese Beobachtung spricht für die größere Eurythermie der letztgenannten Art. Sie läßt sogar vermuten, daß *Cr. asparagi* auch im Puppenstadium überwintert. Das scheint Fink, obgleich er im Text von „überwinternden Käfern" spricht, auch für *Cr. 12punctata* anzunehmen, denn in einem Diagramm über den Lebenszyklus dieser Art stellt er in den Rubriken November bis Februar den Erdkokon bezw. die Puppe der zweiten Generation dar. Als Überwinterungsplätze der Käfer werden bei Sorauer-Reh (19) „Spargelstümpfe, Fanggürtel und ähnliche Verstecke" angegeben.

Die durch den Laubfraß der beiden Arten am meisten gefährdete Altersstufe ist die einjährige Pflanze, wenn es auch naturgemäß an den umfangreicheren Trieben der zwei- und mehrjährigen Pflanzen zu größerer Käferansammlung kommt. Der an den chlorophyllbildenden Pflanzenteilen angerichtete Schaden äußert sich in der Schwächung des Wurzelstockes und damit in den zunehmenden Ernteverlusten der folgenden Jahre. Für die Bekämpfung der beiden Schädlinge ist von Wichtigkeit, daß sie nicht nur im Larvenstadium, sondern auch als Käfer mit großer Zähigkeit an ihrer Nährpflanze haften. Das durch Totstellen zu Boden gefallene Hähnchen oder der durch Flug einer Gefahr ausweichende Zwölfpunkt findet alsbald wieder auf das zarte Laubwerk der Futterpflanze zurück, an die die Gattung *Crioceris* gebunden ist. Gelegentlich findet man dem Felde benachbarte Unkräuter oder die Zwischenkulturpflanzen mehr oder minder reichlich von den Käfern besetzt. So habe ich bei Groß-Gerau 1929 *Crioceris asparagi* in ziemlich großer Zahl auf *Epilobium hirsutum* angetroffen. Daß die Käfer von solchen Pflanzen aber auch fressen, habe ich niemals gesehen. Es handelt sich also hier wohl nur um die Wahl einer zufällig sich bietenden Raststätte.

Auch nachts und sogar — im Gegensatz zur Fliege — bei starkem und lang anhaltendem Regen sind die Käfer in den Zweigen der Spargeltriebe anzutreffen. Sie hängen zu solchen Zeiten träg im Laub, und der Trieb, sich bei Störungen tot zu stellen und fallen zu lassen, scheint jetzt beim Zwölfpunkt noch ausgeprägter zu sein als beim Hähnchen.

VI. Kurze Zusammenfassung.

1. Die beiden Spargelkäfer sind über die Spargelkulturen fast der ganzen Erde verbreitet.
2. Morphologische Unterschiede zwischen den zwei Arten: Körperform, Färbung, Zeichnung. Insbesondere *Cr. asparagi* zeigt eine außerordentlich starke Variation des Flügeldeckenmusters. Das

Material aus unserem hessischen Beobachtungsgebiet wurde daraufhin an anderer Stelle von mir vergleichend untersucht.

Beide Käfer besitzen ein Stridulationsorgan (daher „Zirpkäfer"), dessen Bau und Wirkungsweise beschrieben werden.

Vasa Malpighi bei *Cr. 12punctata* schwarzbraun, bei *Cr. asparagi* weiß.

♀ Genitalorgane: Ovarien mit durchschnittlich je 12 telotrophen Ovariolen, Receptaculum seminis, keine Anhangsdrüsen; Unterschiede bei beiden Arten in der Form des Receptaculums und vor allem im Bau des Chitingerüstes.

Ein ♀ bringt etwa 70—100 Eier hervor.

♂ Genitalorgane: Lebhaft dunkelgelb gefärbte, annähernd kugelige Hoden, *Vasa deferentia* mit je zwei verschieden geformten Drüsen, unpaarer Ductus innerhalb des Penisgerüstes zur Ampulle erweitert.

3. Biologische Unterschiede der beiden Arten:

„Hähnchen" mehr eurytherm, größere Neigung zum „Totstellen", Antennen in der Ruhe parallel nach vorne gerichtet, geringere Thigmotaxis, früherer Beginn der Eiablage; die bräunlich schwarzen Eier werden mit dem einen Pol an die Pflanze geklebt. Larve im allgemeinen dunkel grünlichgrau, Kopf schwarz.

„Zwölfpunkt" lebhafter, neigt mehr zum Abfliegen, Antennen in der Ruhe in spitzem Winkel nach vorne gerichtet; die helleren, bräunlich grünen Eier werden der Länge nach an die Zweige geklebt. Larve (ob durchwegs?) schmutziggelb mit gelber Kopfkapsel. Wenigstens in der zweiten Generation in den Spargelbeeren lebend.

Beide Arten haben höchstwahrscheinlich doppelte Generation. Überwinterung als Käfer am Boden, unter Pflanzenresten, in Spargelstrünken usw.

4. Die Käfer und besonders ihre Larven skelettieren durch ihren Fraß die grünen Spargeltriebe, indem sie sie ihres Chlorophylls berauben. Die dadurch am meisten gefährdete Altersstufe ist die einjährige Pflanze.

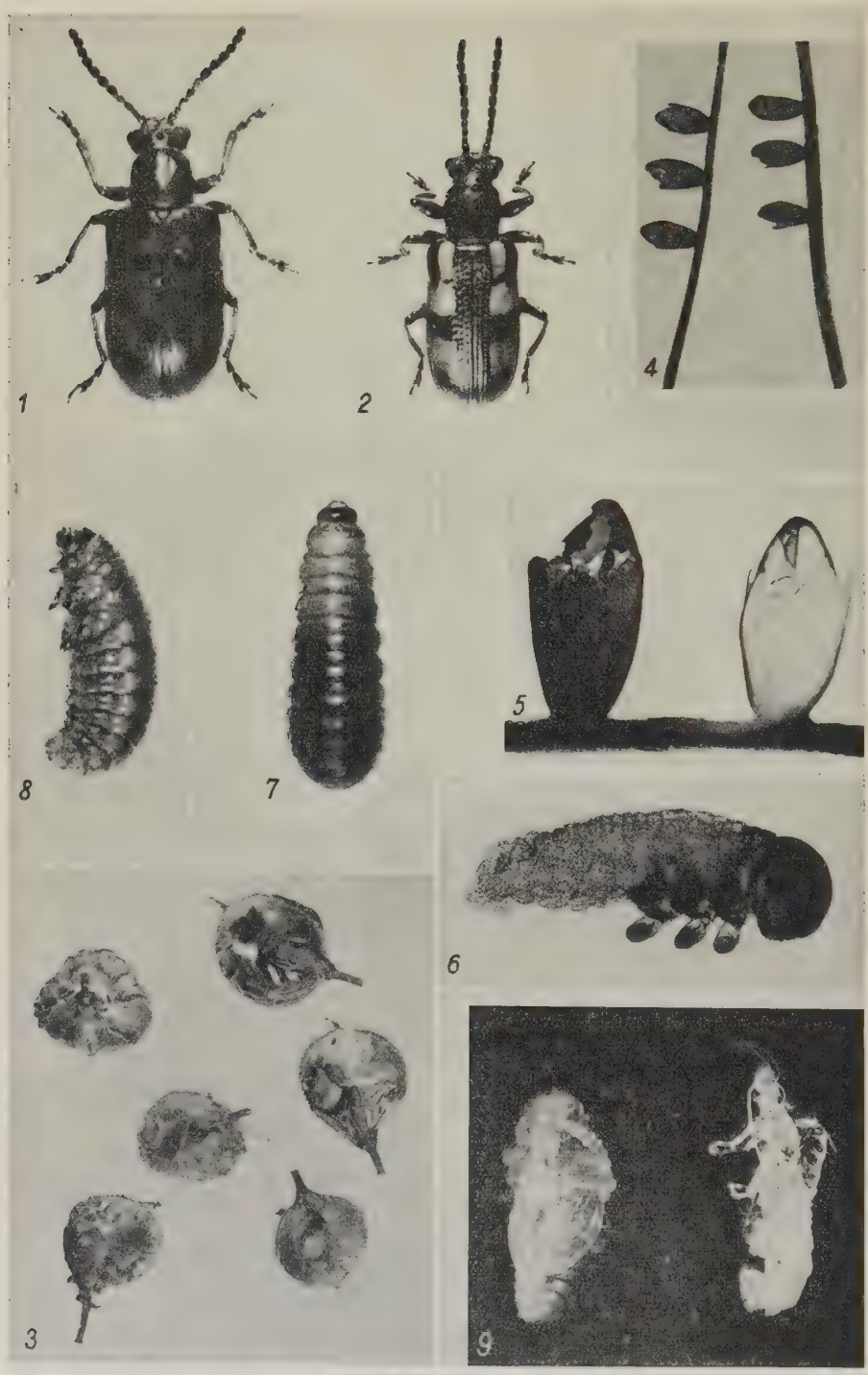
VII. Schriftenverzeichnis.

1. Baier, L. J., Contribution to the physiology of the stridulation and hearing of insects. Zool. Jahrb. Bd. 47, Abt. f. allg. Zool. u. Physiol. Jena 1930.
2. Chittenden, F. H., Insects that affect asparagus. U. S. Dept. of agr., Div. of Ent. Bull. 10. Washington 1898.
3. — — Notes on the asparagus beetles. U. S. Dept. of agr., Bureau of Ent. Bull. 66, I. Washington 1907.
4. — — The asparagus beetles. U. S. Dept. of agr., Bureau of Ent. Circ. 102. Washington 1908.
5. Dingler, M., Das Stridulationsorgan von Crioceris. Biol. Zentralbl. 52. Bd., Heft 11/12. Leipzig 1932.
6. — — Zur Variation der Flügeldeckenzeichnung bei Crioceris duodecimpunctata L. und Crioceris asparagi L. Koleopterol. Rundschau. Wien 1933.

7. Dudich, E., Über den Stridulationsapparat einiger Käfer. Ent. Blätter Jahrg. 16. Berlin 1920.
8. Fink, D. E., The twelve-spotted asparagus beetle (Crioceris duodecimpunctata L.). Cornell Univ. Agr. Exp. Stat. Dept. of Ent. Bull. 331. Ithaca N. Y. 1913.
9. Gahan, J., Stridulating organs in Coleoptera. Trans. Ent. Soc. Bd. 7. London 1900.
10. Heinze, E., Bemerkungen über einige Criocerinen aus dem Senckenbergmuseum nebst Beschreibung einer neuen Lema-Art (Ins. Col.) (8. Beitrag z. Kenntnis d. Criocerinen). Senckenbergiana Bd. 11, Nr. 3. Frankfurt a. M. 1929.
11. Krainsky, S., Schädlinge des Gartenbaues und Methoden ihrer Bekämpfung im Gouvernement Kiew (russisch). Gartenbau u. Handelsgärtner II, 18. Kiew 1914.
12. Landois, H., Tierstimmen. Freiburg i. Br. 1874.
13. Linné, C. von, Systema naturae, I. Bd., 4. Teil, 13. Aufl., bearbeitet von J. F. Gmelin. Leipzig 1790.
14. Miatello, H., La Esparraguera, su cultivo y explotacion. Bol. Min. Agr. XVII, Nr. 5. Buenos Aires 1914.
15. Prochnow, O., Die Lautapparate der Insekten. Int. Ent. Zeitschr. I. Jahrg. Guben 1907.
16. Reitter, E., Fauna Germanica. Die Käfer des Deutschen Reiches. Stuttgart 1912.
17. Sajo, K., Die Spargelkäfer. Prometheus XIII. Jahrg. Berlin 1902.
18. Sanderson, E. D., The influence of minimum temperatures in limiting the northern distribution of insects. Journ. of econ. ent. Bd. I, Nr. 4. Concord N. H. 1908
19. Sorauer, P., Handbuch der Pflanzenkrankheiten. V. Bd.: Die tierischen Feinde, 2. Teil, von L. Reh. 4. Aufl. Berlin 1932.

Nach Abschluß dieser Arbeit erschienen:

20. Dingler, M., Die Tierwelt des Spargelfeldes. Zeitschr. f. ang. Ent. Bd. 21, Heft 2. Berlin 1934.



1. Der Zwölfpunkt *(Crioceris duodecimpunctata)*. 2. Das Spargelhähnchen *(Crioceris asparagi)*. 3. Von Zwölfpunktkäfern angefressene Spargelbeeren. 4. Eiablagen des Spargelhähnchens. 5. Von den Larven verlassene Eihüllen des Spargelhähnchens. 6. Junglarve des Spargelhähnchens. 7. Erwachsene Larve des Spargelhähnchens von oben. 8. Dieselbe von der Seite. 9. Puppe des Zwölfpunktes (links) und leere Puppenexuvie (rechts). — (1—4, 7—9 Summ. 64, phot. Dr. Klein. 5 und 6 Leitz Oc. 3, Obj. 2, Tub. 16 cm.)

Asphondylia prunorum Wachtl (Diptera, Cecidomyidae) und deren Pilzgallen am Pflaumenbaum.

Von

E. W. Puzanowa-Malysheva.

(Aus dem Institut für Gehirnforschung in Leningrad.)

(Mit 16 Abbildungen.)

* * *

„Über alle diese und viele andere wichtige Fragen liegen, leider, noch keine Untersuchungen vor." Ross.

I. Kultivierung von Pilzen bei den Insekten.

Wie bekannt, besitzen die Pilze, zum Unterschied von den grünen Pflanzen, nicht die Fähigkeit, organische Stoffe aus anorganischen zu assimilieren, sie weisen aber das Vermögen auf, den zerfallenden organischen Stoff zu reduzieren und denselben wieder in die Assimilationsform zu überführen. Einige Insekten haben diese Fähigkeit der Pilze ausgenutzt, wobei sie zu Symbionten derselben geworden sind. In bestimmten Fällen wurde diese Frage einfach gelöst: das Insekt legt die Eier direkt auf die Pilze, als auf ein Nährsubstrat oder neben ihnen ab; die aus den Eiern geschlüpften Larven ernähren sich unmittelbar von den Geweben des Pilzes (Pilzmücken, *Mycetophilidae* u. a.).

In anderen Fällen steht die Ernährung mit Pilzen, umgekehrt, im Zusammenhang mit dem komplizierten Benehmen der Insekten und mit den hoch spezialisierten Instinkten derselben, welche die Kultivierung dort möglich machen, wo sie ohne Beteiligung des Insekts nicht vorgekommen wären. Die von den Tieren kultivierten Pilze gehören zu verschiedenen Gruppen des natürlichen Systems der Pilze, die von denselben erhaltenen Ernährungsprodukte sind aber einander äußerst ähnlich. Schmiedeberger (1837) beobachtete als erster diese Erscheinung bei den Borkenkäfern und bezeichnete als Ambrosia die eigenartige Pilzmasse, welche die Gänge auskleidet, in denen sich die Larven des Käfers fortbewegen. Die Ambrosiapilze kommen niemals frei vor; augenscheinlich sind sie in volle Abhängigkeit von ihren Symbionten geraten.

Bis heutzutage war die Kultivierung der Pilze vornehmlich bei drei Insektengruppen bekannt: bei einigen Ameisen, bei den Termiten und bei den Käfern. So nisten einige Käfer aus der Familie der Borkenkäfer und andere nahestehende Käfer *(Xyleborus, Platypus, Gnathotrichus* u. a.) nicht direkt unter der Rinde, wie gewöhnlich, sondern sie bohren tiefe Gänge in den Baumstämmen. Daselbst ernähren sie sich nicht von Holz, sondern von speziellen Pilzen, welche von ihnen auf einem besonderen Substrat kultiviert werden; dieses letztere ist aus Holz verfertigt, welches den Darmkanal des Insekts passiert hat. Das Weibchen des Käfers bohrt eine Serie von abgerundeten Vertiefungen längs dem Nestgang, legt je ein Ei in jede von diesen Vertiefungen ab und bringt in dieselben Stückchen des erwähnten Substrats, mit auf demselben keimenden Pilzen, als Nahrung für die künftigen Larven. Jede Larve vergrößert beim Heranwachsen die Dimensionen ihrer Wiege, wobei sie das Holz abnagt und glättet. Das Holz wird aber von ihr nicht verdaut; nach der Entleerung aus dem Larvendarm wird es vom Mutterkäfer weggeräumt und von demselben als Nährboden für den Pilz ausgenützt. Der Eingang in jede Larvenkammer wird mit einem Tompon aus dem als Futter dienenden Pilz verschlossen, sobald aber diese Nahrung aufgefressen ist, wird sie durch frisches Material ersetzt. In anderen Fällen *(Platypus)* verlassen die Larven die Kammern; sie bewegen sich in den Gängen fort und ernähren sich von den in den Wandungen dieser Gänge gezüchteten Pilzen. Die Übertragung der Keimkörperchen von einem Baum auf den anderen wird auf verschiedene Weise zustande gebracht: sie werden entweder mit den Exkrementen des Mutterkäfers entleert, oder im Kropf desselben übertragen und beim Verfertigen des Substrats für den Pilz aufgestoßen (*Xyleborus*). Bei den Weibchen einiger Arten wurden spezielle Bürstchen am Vorderende des Kopfes zum Festhalten der Konidien in den Haaren *(Diapus),* sowie Gruppen von großen Praethoraxporen, die von klebrigem Sekret angefüllt sind *(Platypus* [Imms 1925, Carpenter 1928]), gefunden.

Einige von den tropischen Termiten machen von dieser speziellen Fütterungsmethode weiten Gebrauch. In den Nestkammern bereiten die Arbeitertermiten eine besondere spongiöse Masse („Pilzgärten"), welche aus Holz und anderen vegetativen Materialien besteht, die zerkleinert werden und den Darmkanal der Termiten passiert haben. Die in diesen „Pilzgärten" kultivierten Pilze dienen aber nicht als Nahrung für erwachsene Arbeiter und Soldaten, sondern nur als spezielle Nahrung für die sich entwickelnden jungen Termiten und für die geschlechtsreifen Individuen. Die Infektion der Gärten durch Pilze findet bei den Termiten, wie es scheint, automatisch statt, da die Arbeiter sich vom Futter ernähren, in welchem Pilzkonidien vorhanden sind, die den Darmkanal ohne Schädigung passiert haben.

Die südamerikanischen Ameisen der *Attini* - Gruppe schneiden Blätter von verschiedenen Bäumen und Sträuchern ab, zerkleinern die-

selben in den unterirdischen Gängen und Kammern zu einem Brei, welchen Myzeliumfäden besonderer Pilze (*Rozetes* u. a.) durchsetzen, die in der freien Natur nicht vorkommen. Dank der besonderen Züchtungsmethoden der Ameisen, bilden sich an den Myzelien-Hyphen kleine rundliche Auftreibungen („Ameisen-Kohlrabi"), die an Eiweißstoffen reich sind, welche den Ameisen als Nahrung dienen. Bei der Anlegung neuer Nester richtet das Weibchen einen neuen Pilzgarten ein, zu welchem Zweck es aus dem Stammnest, in einer besonderen Vertiefung der Mundhöhle, eine geringe Menge von Blätterbrei mit dem Myzelium mitbringt; am neuen Anlegungsort düngt es denselben mit seinen Exkrementen (Wheeler 1923).

In sämtlichen Fällen ist also die Kultivierung der Pilze mit sehr hoch entwickelten Instinkten und einem komplizierten Benehmen der Insekten verbunden.

Schließlich kann man als ein Beispiel des noch innigeren Zusammenhangs zwischen den Insekten und Pilzen noch auf die intrazelluläre Symbiose zwischen den Hefepilzen und vielen Insekten (*Homoptera, Anobiidae* von den Käfern u. a. [Buchner 1928]) nennen.

II. Pilzgallen.

Neuerdings ist im Schrifttum ein Hinweis auf die Züchtung von Pilzen durch noch eine Insektengruppe erschienen, nämlich durch die sogenannten Gallmücken aus der Gattung *Asphondylia* und aus den nahestehenden Gattungen der Familie *Cecidomyidae* (Diptera). Es muß erwähnt werden, daß in Europa 87 Gattungen der Familie *Cecidomyidae* vorkommen, welche über 700 Arten enthalten. Aus anderen Ländern sind desgleichen sehr zahlreiche Cecidomyidenarten bekannt (Nordamerika, Australien). Viele Kulturpflanzen leiden von denselben, obschon die Mehrzahl der Cecidomyiden keine große ökonomische Bedeutung hat.

Die Cecidomyiden führen im Larvenstadium eine sehr verschiedene Lebensweise: einige von ihnen sind Carnivoren, bald Raubtiere, bald Parasiten; andere sind Saprophyten, die dritten ernähren sich von Pflanzenkost. Von diesen letzteren leben einige außer- oder innerhalb verschiedener Pflanzenteile, ohne die Deformation derselben hervorzurufen, ein Teil derselben entwickelt sich in fremden Gallen, die übrigen, dabei die überwiegende Mehrzahl der Vertreter der Cecidomyiden, sind echte Gallenbilder. Verschiedene Teile von wilden Pflanzen und von Kulturpflanzen leiden von denselben. Es ist interessant zu erwähnen, daß nur ein geringer Teil der Cecidomyiden, die sich in Gallen entwickeln, Pilzgallen bildet, d. h. Gallen, in deren Innerem der Pilz lebt, welcher der Larve als Nahrung dient. Hierher gehören die Vertreter von fünf Cecidomyidengattungen: *Asphondylia*, in geringerem Maße *Lasioptera, Schizomyia, Dasyneura* und *Cantarinia*.

Bis jetzt wird weder in den allgemeinen Lehrbüchern der Insekten-

biologie (Handlirsch 1926, Carpenter 1928, Imms 1925), noch in speziellen Übersichten in bezug auf die Cecidomyiden (Rübsamen und Hedicke 1926) etwas über die Bildung der Pilzgallen und über die Symbiose der Larve und des Pilzes in denselben erwähnt, wobei diese Erscheinung an und für sich wenig aufgeklärt ist.

Es ist bekannt, daß die Larven der oben erwähnten Cecidomyidengattungen sich in Gallen entwickeln, deren Inenraum von einer dichten filzartigen Auskleidung ausgekleidet ist. Die mikroskopische Untersuchung zeigt, daß diese Auskleidung das Pilzmyzelium ist. Im Jungzustand ist dieses Myzelium weiß gefärbt und erinnert sehr an die bei den Käfern vorkommende Ambrosiamasse (Neger 1913). Die rundlichen oder ovalen Ambrosiazellen des Pilzes sind reich an Glykogen und in Reihen angeordnet. Später erhält das Myzelium eine graue und sogar eine schwarze Färbung. Bei verschiedenen Arten ist der Entwicklungsgrad des Pilzmyzeliums verschieden, von einem lockeren Myzeliumgeflecht bis zu einer mächtigen pallisadenartigen Schicht der Myzeliummasse, welche die ganze Galle von innen auskleidet (Ross 1914). Die Larve berührt nicht die Wand der Galle, sondern die Pilzauskleidung allein, da die Auskleidung der Innenwand in der Regel ununterbrochen ist und bei normaler Entwicklung des Pilzes einen von allen Seiten verschlossenen Sack darstellt. Die Asphondylialarve weist saugende Mundwerkzeuge auf und ernährt sich mittels Diasmose. Die Larve verhindert, allem Anschein nach, die übermäßige Entwicklung der Pilze durch Aufnahme der Nährstoffe, vielleicht auch durch die Stoffwechselprodukte und Sekrete (Ross 1927).

Bei unvollständiger Entwicklung der Pilzschicht findet häufig auch eine unvollständige Entwicklung der Cecidomyideenlarve statt. In seltenen Ausnahmefällen erreichte die Larve das Puppenstadium (Neger 1923) beim Fehlen einer Pilzschicht in der Galle. Aus diesem Umstand kann man, wie es scheint, die Schlußfolgerung ziehen, daß die Pilzschicht für die Asphondylien wichtig, obschon nicht notwendig sei. Das Eindringen der Myzeliumfäden in die Gallenwand wird an jungen Gallen nicht beobachtet. Nur einige kurzen Fäden des Myzeliums dringen zwischen den oberflächlichen Zellen der Galle ein; die absterbende Galle wird, umgekehrt, von dem Myzelium ganz durchwachsen und an der Oberfläche derselben bilden sich Konidien. Die Ambrosiapilze könnten sich also auch unabhängig von den Insekten entwickeln; in freier Gestalt, außerhalb der Galle, kommen sie jedoch nicht vor. Die Galle gibt, augenscheinlich, dem Pilz die günstigsten Bedingungen für die Entwicklung, da sie einen von allen Seiten verschlossenen Raum darstellt; ohne das entsprechende Insekt würde der Pilz die Möglichkeit einer selbständigen Existenz nicht haben. Auf künstlichen Nährböden wächst das Myzelium sehr schwer; nur wenn das Myzelium im Inneren der Galle auf der lebenden Pflanze zum energischen Wachstum übergeht (unter der Wirkung der organischen Transpiration), so gelingt es in diesem Moment, den Pilz auf ein künst-

liches Substrat zu übertragen und schließlich Fruchtkörperchen zu erhalten. Diese Fruchtkörperchen sind Pyknidien der Gattung *Macrophoma Coronillae Emeri).* Derselbe Pilz kommt in den Gallen auf *Sarothamnus, Coronilla, Verbascum* (Neger 1913) vor. Es wurde festgestellt, daß eine und dieselbe Pilzart in Gallen auf verschiedenen Pflanzen und durch verschiedene Cecidomydienarten kultiviert wird.

Das wesentliche der gegenseitigen Verhältnisse zwischen dem Pilz in der Galle und dem Insekt wird von verschiedenen Verfassern verschieden gedeutet. So hält Neger diese Verhältnisse für Symbiose und bezeichnet diese Gallen als Ambrosiagallen (Analogie mit der Erscheinung, welche bei den Borkenkäfern beobachtet wird). Ross nimmt an, daß der Pilz in der Galle nicht mehr als ein Mieter sei und daß hier keine Symbiose, sondern einfach ein Kampf ums Dasein vorliege, da er Fälle beobachtete, in welchen sich die Larven normal entwickeln, selbst wenn der Pilz ausbleibt (infolge des Nachstehens in der Entwicklung im Vergleich zur Larve).

Vollkommen unaufgeklärt bleibt die Frage über die Art und Weise, auf welche der Pilz in die Galle gelangt. Neger nimmt an, daß dies keine Zufälligkeit sei, da sonst viele Gallen ohne Pilz oder mit verschiedenen Pilzarten gewesen wären. Die direkte Beobachtung der Eiablage durch die Gallmücke begegnet großen Schwierigkeiten, da die künstlichen Asphondyliakulturen unüberwindliche Schwierigkeiten bieten, die Weibchen aber in der Natur selten vorkommen. Neger nimmt an, daß das Ei vom Weibchen im Herbst zusammen mit dem Pilzkeim in die Knospe abgelegt wird. Der Pilzkeim ist nicht ein Teil des Myzeliums der Auskleidung aus der Wandung der alten verlassenen Galle, da dieses Myzelium zur Zeit des Ausschlüpfens der Imago dunkelgrau gefärbt ist, während der Pilzkeim eine weiße Färbung aufweist. Abgesehen davon kann die soeben aus der Galle geschlüpfte Imago die Teile des alten Myzeliums nicht ertragen, da die Puppe aus der Galle beinahe um die Hälfte ihrer Länge hervortritt (Abb. 10), und das Weibchen beim Ausflug das Innere der Galle mit seinem Körper nicht berührt. Wie bekannt, leben die Mikroorganismen symbiotisch im Körper einiger Insekten und selbst im Inneren des Eies (Buchner). Die Untersuchungen des Körpers einiger Asphondylienarten haben gezeigt, daß bei ihnen spezielle Pilzorgane fehlen und daß sie keine diffuse Verteilung der Pilze aufweisen. In den Eiern fehlen sie desgleichen. An den soeben geschlüpften Imagines wurden ebenfalls keine Pilzkeime nachgewiesen, obschon die fein behaarten Beine, Flügel und die übrigen Körperteile bequeme Stellen für die Übertragung der Pilze sind. Dieses negative Resultat hält aber Buchner selbst in seiner späteren Arbeit (1928) nicht für endgültig, wobei er auf die Notwendigkeit neuer Untersuchungen mit in Bezugnahme der von ihm entdeckten speziellen Rolle besonderer Vorrichtungen (Beschmier- und Spritzeinrichtungen), als Organe für die Übertragung der Pilzkeime, hinweist.

In Analogie mit den übrigen Cecidomyiden nimmt Ross (1932) an, daß die Eier durch das Weibchen an die Außenseite des entsprechenden Pflanzenteils abgelegt werden, an welcher sich später die Galle bildet, und daß die lichtscheue Larve sich schneller ins Innere der Pflanze verkriecht; falls an der Oberfläche der Pflanze ebensolche Pilze leben, so können die Larven dieselben an ihrem Körper leicht ins Innere der Galle verschleppen. Ross kommt zur Schlußfolgerung, daß „das Weibchen der Gallmücke bei der Eiablage den Pilz nicht überträgt, daß hier eine planmäßige bestimmte Übertragung der Pilzkeime ausbleibt und daß das Weibchen der Gallmücke das Gewebe der Pflanze mit ihrer zarten Legeröhre kaum durchstechen kann". Sehr unwahrscheinlich und durch gar keine Beobachtungen bestätigt ist die Behauptung, daß die Gallmücke vor der Eiablage ihre Legeröhre mit den Pilzkonidien infiziert, welche sich an der Außenseite der Galle befinden. Der Umstand, daß der Pilz in der Galle nicht bei allen Cecidomyiden, sondern nur bei der Asphondylia und bei den verwandten Gattungen vorkommt, veranlaßt Ross zur Vermutung, daß der Pilz in den Gallen dank besonderen Enzymen vorkommt, welche von den Larven der Asphondyliagattung ausgeschieden werden; oder daß die Asphondylialarven eine Körperoberfläche haben, welche für die Verschleppung des Pilzes in die Galle günstig ist. Es bleibt undeutlich, weshalb nur bei dieser kleinen Gallmückengruppe die Pilzkeime am Larvenkörper haften bleiben und sich in den Gallen so gut entwickeln. Viele Dipterenlarven sind zur Ausscheidung von Enzymen fähig, die für die Bereitung des Futters, welches in flüssigem Zustand aufgenommen wird, von Bedeutung sind. Es ist möglich, daß bei vielen Cecidomyidenlarven diese oder jene Enzyme die Entwicklung der Pilzkeime unmöglich machen.

Bei einer so großen Verschiedenheit der Ansichten und Vermutungen erscheint es von großer Wichtigkeit, die Biologie dieser oder jenen Asphondyliaart aufzuklären. In dieser Beziehung teilt Dr Leeuwen (1929) über seine Beobachtungen an der *Asphondylia bursaria* Felt. mit, die von ihm in tropischen Bedingungen in Buitenzorg auf der Insel Jawa ausgeführt wurden. Zum erstenmal wurden die genannten Gallen von Dr. Leeuwen im Jahre 1926 an den Stengeln junger fruchtloser Exemplare von *Simplocus fasciculata* Zoel. beschrieben; die einzelnen Gallen sind an dieser Pflanze so nahe zueinander angeordnet, daß sie miteinander verschmelzen und eine komplizierte Galle bilden. Die aus der Galle geschlüpften Asphondylien kopulieren auf der Galle. Das Weibchen fliegt zum jungen Trieb mit noch gefalteten Blättchen, steckt am hinteren Körperende die äußerst feine Legeröhre hervor, versenkt dieselbe ins Pflanzengewebe und zieht sie, nach einer kurzen Zeit, wieder hervor. Später wird die Legeröhre wieder hineingestochen. Auf solche Weise wird eine große Zahl von Eiern nebeneinander abgelegt. Die Ablage dauert von 8—15 Minuten. Dabei macht das Weibchen einen kleinen Hohlraum an der Grenze

zwischen Mark und Rinde, in welchen es das Ei ablegt; abgesehen davon, finden sich in diesem Hohlraum stets von einem bis zu vier braun gefärbten Pilzsporen. Der Verfasser eröffnete unter dem Mikroskop viele Weibchen, er fand aber keine Sporen im Inneren ihres Körpers. Da das Weibchen von 80 bis zu 100 Eiern enthält, so würden ca. 300 Sporen erforderlich sein. Es würde schwer sein, eine so große Menge im Insektenleib nicht nachzuweisen. Im Darm finden sich Myzeliumfäden, Sporen werden aber nicht beobachtet. Das Ei ergibt im Laufe einer kurzen Zeit eine winzig kleine Larve, die Sporen bleiben aber einen ganzen Monat lang unverändert. Sie liegen im Inneren, an der Außenseite des Hohlraumes der Kammer in der Nähe des Durchstichs, so daß man den Eindruck erhält, daß zuerst das Ei und dann die Sporen untergebracht werden. Im Laufe der Zeit bildet sich in der Kammer, an der Stelle des Durchstichs, eine trichterförmige Erweiterung. Einige Wochen nach der Differenzierung der Gewebe der Galle entwickeln sich und verästeln sich in allen Richtungen die Sporen. Bald dringt das Myzelium in die trichterförmige Erweiterung ein und füllt von hier die ganze Höhle der Galle aus, während die Larve sich ein wenig länger entwickelt und an der Zentralseite der Kammer liegen bleibt. Allmählich nimmt die Kammer an Größe zu und das Myzelium füllt dieselbe aus, mit Ausnahme der Stelle, an welcher die Larve gelegen ist. In die Wandungen der Galle dringt das Myzelium nicht ein.

Die Galle ist schon im Dezember ausgebildet und die Entwicklung des Pilzes ist zu dieser Zeit so weit vorgerückt, daß die peripherischen Teile des Myzeliums eine schwarze Färbung erhalten. Im Laufe der nachfolgenden Monate rückt die Entwicklung der Larve wenig vor; sie liegt gekrümmt in einem kleinen Hohlraum, welcher dem Zentralteil des Stengels anliegt und von allen Seiten vom Pilzmyzelium umgeben ist. Ferner beginnt die Larve sich weiter zu entwickeln, wobei sie das Myzelium, mit Ausnahme seiner schwarzen Hülle, welche der Wand der Kammer fest anliegt, rasch auffrißt.

Im März sind die Larven schon erwachsen; sie verwandeln sich in Puppen, an der Außenseite der Galle bildet sich aber ein abgerundetes Grübchen, welches tiefer wird, und schließlich öffnet sich die Galle so weit, daß das schwarze Myzelium sichtbar wird. Nach einer kurzen Zeit steckt die Puppe ihren Körper hervor und die Gallmücke schlüpft aus, wobei sie eine gewisse Zeit lang an der Puppenwand hängen bleibt. Diese Angaben von Dr. L e e u w e n stehen, wie wir sehen können, in voller Übereinstimmung mit der Hypothese von R o s s über die zufällige Verschleppung des Pilzes in die Galle durch die Asphondylia.

III. Pilzgallen von *Asphondylia prunorum* Wachtl.

Zur Asphondyliagattung gehören 109 Arten, die auf dem ganzen Erdball verbreitet sind (K i e f f e r 1913). Von ihnen bilden zwei Arten, nämlich *A. pruniperda* Rd. und *A. prunorum* W., Gallen auf dem Pflaumenbaum. In bezug auf die erste Art liegen sehr spärliche An-

gaben vor; es ist nur bekannt, daß diese Art die Blütenknospen der Pflaume deformiert (Kieffer 1901, Houard 1908). Die Bildung von Gallen, welche heutzutage auf die zweite Art bezogen werden (*A. prunorum*), ist seit langem bekannt, obschon der wahre Erreger dieser Gallen und der Zusammenhang derselben mit den Pilzen lange Zeit unbekannt blieben. Diese Gallen wurden am Pflaumenbaum (*Prunus domestica* Z.) von Amerling in Praha entdeckt und von ihm irrtümlich für die Gallen von *Asynapta lugubris* W. („Lotus" 1859, S. 60 und 140, Cunster 1871 u. a., siehe Mik 1896) gehalten.

Erst im Jahre 1888 beschrieb Wachtl die Imagines, welche von ihm aus den Gallen an den Trieben von *P. spinosa* gezüchtet wurde, wobei er dieselbe als *Asphondylia prunorum* bezeichnete. Kieffer züchtete mehrmals *A. prunorum* aus den Gallen an *P. domestica* und *P. spinosa*. Er gab eine kurze Beschreibung der Gallen, der Larve, der Puppe und der Imago und wies auf die Geschlechtsunterschiede der erwachsenen Individuen hin (Kieffer 1889, 1891, 1892).

Irgendeinen Hinweis auf das Vorkommen eines Pilzes in den Gallen finden wir weder bei Kieffer, noch bei den vorhergenannten Verfassern. Mik (1896) gibt eine Beschreibung der Gallen am süditalienischen Pflaumenbaum *P. cocomilia*, welche zu unserer *P. insititia* nahesteht. Diese Gallen (an *P. cocomilia*) stellen Abänderungen von Blätterknospen dar. Sie sitzen einer stark verkürzten, holzig gewordenen Seitenachse auf, in der Mehrzahl der Fälle vereinzelt, selten je zwei zusammen; gewöhnlich sind sie 5 mm lang und ebenso breit, bald zwiebel-, bald zitronenförmig. Sie sind von braunen Knospenschuppen umgeben, welche die Galle in der Form einer Schale umschließen. Nach der Entfernung dieser Schuppen wird ein sehr kurzer grüner Stengel nachgewiesen — die verkürzte Achse des jungen Triebes. Die Galle ist ganz kahl, grün gefärbt und nur an der Sonnenseite mit einer rötlichen Schattierung. An den Gallen wird gar keine Nervatur beobachtet. Die Spitze der Galle ragt in Gestalt eines braungefärbten Schnabels hervor, welcher häufig ein wenig zur Seite gebogen ist. Dieser Schnabel mündet durch ein feines Kanälchen ins Innere der Galle, wovon man sich leicht überzeugen kann, wenn man dieselbe für eine gewisse Zeit ins Wasser legt, da das Wasser, dank der Kapillaritätswirkung, ins Galleninnere imbibiert wird. Der Schnabel hat sich, augenscheinlich, aus den in die Galle eingezogenen ausgetrockneten Blätterspitzen gebildet. Das Galleninnere ist umfangreich, von einer feinen, filzartigen rein weißen, aus Fäden bestehenden Schicht ausgekleidet. Die Wand der Galle ist ziemlich dick und ein wenig knorpelig. Die Beschreibung der Galle beschränkt sich auf diese Angaben. Mik beobachtete somit die Wucherung eines besonderen Gewebes im Inneren der Galle, er zog aber nicht in Betracht, daß dies ein anderer Organismus — das Myzelium eines Pilzes — war. In derselben Arbeit beschreibt Mik auch die erwachsene, in der Galle vorgefundene Larve und erwähnt besonders die Brustschaufel derselben, welche ein charak-

teristisches Organ für viele Cecidomyiden ist. In bezug auf die Ernährung der Larve teilt er gar nichts mit.

Erst im Jahre 1914 erscheint, wie es scheint, die erste Mitteilung über das Vorkommen eines Pilzes in der Galle von *Asphondylia prunorum;* sie gehört Ross an. Ross beobachtete, daß die Galle stets von Myzelium ausgekleidet war, welches, nach seinen Angaben, die Larvenkammer ziemlich unregelmäßig bedeckte und in sämtlichen Fällen schwach ausgebildet, ohne palissadenartige Schicht, war. In den Gallen, die puppenhaltig sind, durchdringt das Myzelium interzellular die innerste Gallschicht und bildet dicke Stränge zwischen den Zellreihen. In der Mitte des Juli beobachtete der Verfasser die jungen Pyknidien: „Der Pilz geht früh zur parasitischen Lebensweise über, zur Zeit, wenn die Gallen noch frisch und zart sind. In einem Falle wies die Larve einen Parasiten auf, was vielleicht, desgleichen auf die Entwicklung des Pilzes einwirken kann." Auf Grund seines Materials, welches, wie es scheint, in der Mitte des Sommers gesammelt wurde und welches zum Teil trocken ist, berührt der Verfasser nicht die Fragen über die Ernährung der Larve und über die Infektion der Gallen mit dem Pilz. Über die Ansicht des Verfassers in bezug auf die gegenseitigen Verhältnisse des Pilzes und der Asphondylie in der Galle habe ich schon oben berichtet.

IV. Lebensgeschichte von *Asphondylia prunorum* und die Gallen derselben.

a) Sammeln des Materials.

Im Gebiete der Sowjetunion wurde *A. prunorum* nur in dem vormaligen Gouvernement Woronesch (Vanin 1928) nachgewiesen. Es gelang mir, dieselbe in Borissowka, vormaliges Gouvernement Kursk, im Zentral-Schwarzerdegebiet, im Jahre 1931, zu finden. Das Material wurde von mir in den Jahren 1932 und 1933 gesammelt, inwiefern mir dies die Arbeitsbedingungen gestatteten. Ich sammelte die Gallen dieser Asphondylie an *P. spinosa* . auf den Wiesen und am Waldrande des Schutzforstes am Worsklaufer und im Garten der Biologischen Station an *P. insititia.* Abgesehen davon gelang es mir, frisches Material im Laufe des ganzen Jahres, als ich in Leningrad arbeitete, zu erhalten, dank der Hilfe des Vorstandes der Meteorologischen Station „Borissowka", welcher mir das Material per Post zusandte. Ich untersuchte, soweit es möglich war, frisches, soeben der Natur entnommenes Material, zuweilen war ich aber genötigt — vornehmlich im Winter —, einen Teil des Materials, nämlich die Zweige mit den Gallen in Gläsern mit Wasser, im Zuchtkasten zu halten. Abgesehen davon richtete ich aus Draht Zuchtkästen an Bäumen und Sträuchern, an den von der Asphondylie infizierten Zweigen, ein. Besonders leicht ist es, die Gallen im Sommer (Juni/Juli) zu finden; zu dieser Zeit haben die normalen Knospen des vorigen Jahres schon Früchte und Blätter gegeben, die

mit Asphondylia infizierten haben sich aber in Gallen verwandelt und treten an den Zweigen in der Form von besonderen Gebilden (Abb. 1) hervor, welche kleinen grünen Zwiebeln ähnlich sehen. Beim Sammeln der Zweige mit den Gallen fällt das Fehlen von Gallen an jungen fruchtlosen Bäumen auf. Die Gallen müssen dort gesucht werden, wo Früchte vorkommen. Am Ende des Sommers und im Herbst kann man unter denselben Bedingungen schon alte verlassene Gallen und aufs neue infizierte junge Knospen finden, welche sich jedoch dem Aussehen nach von den gesunden gar nicht unterscheiden.

Abb. 1. Erwachsene Gallen von *A. prunorum* an einem Pflaumenzweig (*Prunus insititia* L.).

b) Flugzeit und Benehmen einer erwachsenen Asphondylie.

Die Beflügelung von *A. prunorum* findet im Laufe der ganzen ersten Hälfte des Juli statt. Im Sommer des Jahres 1933 hatte ich die Möglichkeit, die systematische Untersuchung von *A. prunorum* erst in der letzten Dekade des Juli zu beginnen. Infolge der ungünstigen meteorologischen Bedingungen ging die Entwicklung der Vegetation in dieser Saison mit großer Verspätung vor sich. Im Laufe der vorhergehenden Saison, der Jahre 1932 und 1931, waren schon in der dritten Dekade des Juli alle Gallen leer, und die Entwicklung der Asphondylien war beendigt; nur irgendwo am nördlichen Abhang eines Hügels, an stark beschattetem Gesträuch konnte man vereinzelte, in ihrer Entwicklung verspätete Gallenexemplare finden, welche noch Asphondylienpuppen enthielten. Der Sommer des Jahres 1933 war aber so kalt, daß man in der letzten Dekade vom Juli noch zahlreiche geschlossene Gallen beobachten konnte, welche Puppen oder deren Parasiten — Schlupfwespen — enthielten; die Schmarotzer kamen teils im Stadium einer erwachsenen Larve, teils als Puppen vor. Als erste erscheinen die Männchen, nach einem bis zwei Tagen die Weibchen. Die Flugperiode der Imago dauert etwa zwei Wochen lang. Nach dem Verlassen der Galle sitzt das beflügelte Insekt eine Zeitlang auf der Galle oder bewegt sich langsam am Zweig in der Nähe der Galle. Häufig sitzen die Insekten lange an den Blättern des Pflaumenbaumes oder des Schlehdornes, oder schweben daselbst in der Luft, ähnlich wie Mücken; ihr Flug ist vollkommen geräuschlos. In der freien Natur ist es im allgemeinen schwer, die Asphondylien zu finden, dank ihrer geringen Größe und der Geräuschlosigkeit ihres Fluges. Die Kopulation findet entweder auf der Galle oder auf einem Zweig in der Nähe der Gallen statt.

c) Die Eiablage

wird in der Mehrzahl der Fälle an den jungen Trieben derselben Zweige ausgeführt, an welchen sich die alten Gallen befanden; infolgedessen sind an einigen Zweigen zahlreiche Gallen vorhanden, während sie an anderen Zweigen, in der Nachbarschaft, gänzlich fehlen. Wie ich schon erwähnt habe, fällt es bei der Untersuchung der Schlehdornsträucher

Abb. 2. Junge Knospen von *Prunus spinosa*, in welche *A. prunorum* ihre Eier ablegt.

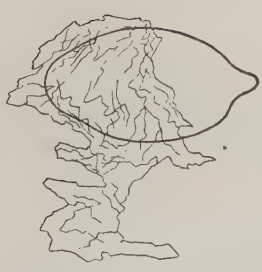


Abb. 3. Ei von *A. prunorum* mit Pilzhyphen nach der Herausnahme aus der Knospe.

Abb. 4. Geschlechts- und Verdauungssystem des Asphondyliaweibchens. *a* Ovarien, *b* ergänzende Geschlechtsdrüsen, *c* Legeröhre, *d* Speiseröhre, *e* Speicheldrüse, *f* Mitteldarm, *g* Malpighische Gefäße, *h* Enddarm.

auf, daß nur die fruchttragenden Exemplare mit Asphondyliengallen infiziert sind. Dieser Umstand zeigt, daß nicht die vegetativen, sondern gerade die Blütenknospen mit der *A. prunorum* infiziert werden (Abb. 2).

Besonders schwer war es, den Punkt der Eiablage zu finden. Die Angaben des Schrifttums und die theoretischen Voraussetzungen geben diesbezüglich keine genauen Hinweise. Um das durch eine Asphondylie abgelegte Ei zu finden, untersuchte und öffnete ich beinahe täglich,

vom 25. Juli an, die winzigen, aufs neue angelegten Knospen an *P. insititia* und *P. spinosa* (Abb. 1). Eine gewisse Zeitlang war mein Suchen vergeblich: ich suchte das Ei in der Tiefe der Knospe, im Inneren der Anlage der künftigen Blüte, dort, wo ich im August des vorigen Jahres die junge Asphondylialarve fand, welche in den Anlageelementen der Blüte unbeweglich lag. Weder Eier noch Larven waren diesmal vorhanden. Erst am 3. August (1933) gelang es mir endlich, das Ei nachzuweisen. Es befand sich im Inneren der Knospe, im Spitzenteil derselben, zwischen den oberen grünen Blättchen, welche fest zusammengefaltet und von außen mit braunen Schüppchen bedeckt waren. Wenn man diese braunen Schüppchen entfernt, so kann man in der Nähe der Spitze der sichtbar gewordenen grünen Knospe, unter dem Binokularmikroskop, einen braunen Punkt nachweisen — die Spur von dem Durchstich des Asphondyliaweibchens; dieser Stich befindet sich nicht an der Knospenspitze selbst, sondern er weicht von derselben ein wenig zur Seite ab. Um das Ei zu erblicken, muß man mit dem Ende einer Präpariernadel die Ränder der oberen grünen Blättchen über der erwähnten braunen Spur emporheben. Dann wird ein braunes Klümpchen sichtbar, welches auf den ersten Blick aus geschädigten und abgestorbenen Pflanzenteilen zusammengesetzt zu sein scheint; bei der sorgfältigeren Untersuchung wird mitten in demselben das mikroskopisch kleine, glasartig durchsichtige Ei von *A. prunorum* nachgewiesen, welches der erwähnten braunen Masse fest anliegt.

Zu dieser Zeit begleitet schon der Pilz die Asphondylie; die Hyphen desselben liegen der Eihülle der Asphondylie fest an; beim Versuch, dieselben vom Ei abzusondern, wird das Ei geschädigt.

Das Ei (Abb. 3) ist abgerundet, an einem Ende mit einem kurzen Fortsatz versehen; die Länge desselben zusammen mit dem Fortsatz beträgt 0,2 mm, die Breite aber 0,1 mm. Noch vor dem Vorfinden in der Knospe des abgelegten Eies sonderte ich das Geschlechtssystem der Weibchen erwachsener Asphondylien ab, um die äußere Gestalt der ausgebildeten Eier (Abb. 4) vorläufig kennen zu lernen. Im Vergleich zum Ei, welches in die Knospe bereits abgelegt ist, ist das aus der Asphondylieneiröhre herausgenommene Ei länger und schmäler; seine Länge übertrifft um das Vierfache die Dicke desselben (Abb. 5), während beim bereits abgelegten Ei die Länge um zweimal so groß ist, wie die Breite. Das schmale Asphondylienei verändert beträchtlich seine Form, nachdem es die Geschlechtswege des Insekts passiert hat und in die Knospe gelangt ist.

Die mikroskopischen Dimensionen des Eies erschwerten das Auffinden desselben. Nachdem aber die Stelle der Eiablage genau festgestellt war, ebenso wie die Besonderheiten des Eies, ist diese Arbeit bedeutend leichter geworden. Das Weibchen der Asphondylie legt die Eier in junge Knospen ab, welche sich während der zweiten Hälfte des Sommers an einjährigen Trieben, die noch nicht holzig geworden sind, an der Basis der Blattstiele bilden (Abb. 2). Die Eier werden in die

Blütenknospen abgelegt, welche nach der Überwinterung, im Frühjahr, sich zu einer Blüte entfalten müßten. Zum Moment der Eiablage sind im unteren Knospenteil schon Anlagen von Blütenelementen vorhanden. Das Ei, welches im oberen Knospenteil abgelegt wurde, ist von demselben durch eine grüne Schicht von Blumenblätteranlagen oder durch die Blütenhülle (Abb. 6) abgeteilt. Das Eistadium ist, allem Anschein nach, sehr kurz, da es die Eier nur an frisch gebrachten Zweigen nachzuweisen gelang; an den Zweigen, welche im Laboratorium 24 Stunden und länger gestanden hatten, kamen nur Larven vor, neben welchen man die Eischale mit den an derselben haftenden Pilzhyphen nachweisen konnte.

Zuerst waren die Larven ebenso glasartig weiß gefärbt, wie das Ei; der Larvenkörper ist gerade und nur ein wenig gebogen, im Inneren des hinteren Drittels schimmert der gelbliche Inhalt des Darmkanals durch; die Larve liegt parallel zur Längsachse der Knospe, mit dem Kopfende nach unten, worüber man vor allem nach dem gelblichen Fleck urteilen kann, welcher nach oben gerichtet ist. Die Larve ist äußerst träge und aktive Bewegungen ihrerseits werden nicht beobachtet. Man darf jedoch annehmen, daß sie eine, zwar sehr schwache, Be-

Abb. 5. Aus den Eiröhren des Weibchens extrahierte Eier von *A. prunorum*.

Abb. 6. Durchschnitt einer jungen Knospe mit in dieselbe abgelegtem Ei von *A. prunorum*.

Abb. 7. Durchschnitt einer Knospe mit Pilzhyphen und einer jungen Larve von *A. prunorum*.

wegung ausführt; sonst wäre es schwer, die allmähliche Versenkung derselben in die Knospentiefe zu erklären. Zu dieser Zeit berühren die Pilzhyphen unmittelbar den Larvenkörper, beinahe in der ganzen Ausdehnung desselben. Wenn man die Larve mit einer Nadel aus der Knospe herausnimmt, so werden mit derselben auch die Pilzhyphen herausgenommen.

Im Schrifttum kommen Hinweise darauf vor (Mik, J., 1896), daß die Larven von *A. prunorum* sich in den Blätterknospen entwickeln. Ich beobachtete die Entwicklung von *A. prunorum* ausschließlich in den Blütenknospen. Zu Beginn des August kann man schon die Blütenknospen von den vegetativen unterscheiden, sowohl nach dem Aussehen, wie auch nach dem Bau derselben. Die Blattknospe (die vegetative Knospe) hat eine konische Form, die Blütenknospe ist abgerundet, an der Spitze aber abgestumpft. Sämtliche Knospen sind von braunen Schüppchen bekleidet, welche einander fest anliegen. Nach der Entfernung dieser Schüppchen von der Blütenknospe werden grüne, fest zusammengefaltete Blättchen freigelegt, welche einander anliegen und unter welchen sich die Anlagen der Blüte (Krone, Staubfäden, Pistil) befinden, während in der vegetativen Knospe, anstatt Blütenanlagen, nur die grünen Blätter des künftigen Triebes vorhanden sind. In der Mitte des August kann man schon Larven finden, welche auf den „Grund" der Knospe zur Blütenanlage niedergesunken sind (Abb. 7). Während dieser Zeit beginnt sich in der Knospe allmählich der Hohlraum der künftigen Galle zu bilden, dank der Verschmelzung zahlreicher grüner Blättchen zu einer gemeinsamen Wand, in welche auch die Anlagen der Staubfäden und der übrigen Blütenlemente merklich aufgesogen werden. Zum September bildet sich schon in der Knospentiefe ein gewisser Hohlraum. In der Dicke der Wand, welche denselben umgibt, kann man (unter dem Binokularmikroskop) etwa anderthalb Zehner von einzelnen grünen Blättchen unterscheiden. Zu diesem Moment ist also die Wand der sich bildenden Galle noch mehrschichtig. Am Grund dieses kleinen Hohlraumes liegt die unbewegliche, gelb gefärbte Asphondylialarve, im oberen Teil befindet sich ein Klümpchen von weißem Filz aus den Pilzhyphen, welche seit der Zeit der Eiablage merklich an Größe zugenommen haben (Abb. 8). Die äußere Gestalt der infizierten Knospe unterscheidet sich noch durch gar nichts von der nicht infizierten. In jeder Knospe kommt eine einzige Asphondylialarve vor. Es gelang mir niemals, wenigstens zwei Larven in einer Knospe nachzuweisen. Die Larve ist gelb gefärbt, sie besteht aus 13 Segmenten; mit unbewaffnetem Auge ist sie kaum nachweisbar — in Gestalt eines sehr kleinen Stäubchens —; das hintere

Abb. 8. Schnitt durch eine überwinternde Galle mit einer Larve von *A. prunorum* und mit dem Pilzmyzelium.

Abb. 9. Halberwachsene Larve von *A. prunorum*.

Ende derselben ist dicker als das Kopfende. Wenn man sie mit einer Nadel beunruhigt, so beginnt sie sich kaum zu bewegen, wobei sie ihren Körper ein wenig krümmt und ausbiegt, um im weiteren wieder unbeweglich zu werden. In einem derartigen, wie es scheint, untätigen Zustand verbringt die Larve den ganzen Herbst, den Winter und das Frühjahr. Die Pilzhyphen bleiben im Laufe dieser Zeit desgleichen unverändert. Beim Vergleich der Herbstlarven mit den Larven, welche den Knospen in der Mitte des Mai entnommen wurden, beobachtete ich gar keinen Unterschied zwischen ihnen. Während die gesunden Knospen sich bereits entfaltet hatten und Fruchtknoten ergaben, blieben die infizierten Knospen (dem Aussehen nach) in demselben Zustand, wie im Herbst oder im Anfang des Frühjahrs. Erst in der zweiten Hälfte des Monats Mai merkt man die weitere Entwicklung der Larve und die Veränderung der Galle, wobei die Wände der Galle dünner und kompakter werden und schon aus einer geringeren Zahl von grünen Blätterschichten (aus 5—6) bestehen, welche von außen mit braunen Schüppchen bekleidet sind. Zum Juni eröffnen sich allmählich die erwähnten Schüppchen und es wird die grüne Galle sichtbar, deren Wandungen noch weniger geschichtet sind (sie bestehen nur aus 3—4 Schichten). Die Larve (Abb. 9) wächst zu dieser Zeit merklich heran, sie wird dicker und ist gegen das vordere und hintere Ende zugespitzt; sie wird beweglicher, auf den Reiz reagiert sie stärker, als früher, und macht selbständige Bewegungen, wobei sie sich um die Längsachse ihres Körpers wendet, oder den ganzen Körper krümmt und auseinanderbiegt. Die Pilzhyphen bekleiden zu dieser Zeit in Gestalt eines weißen Anflugs nur die obere Hälfte der Galle.

In der Mitte des Juni erreichen die Gallen schon die normale Größe und Form; die grüne Wand derselben wird gleichartig, ohne irgendwelche Einteilung in Blättchen, die braunen Schüppchen, welche die Galle von außen bedeckten, fallen zu dieser Zeit teils ab, teils bleiben sie aber in der Form einer Rosette zurück, welche die Gallenbasis umschließt (Abb. 10).

Seit dem Moment der Resorption der Blütenanlagen in der Knospe und um desto mehr nach der endgültigen Formierung der Galle bleiben, meines Erachtens, gar keine Merkmale bestehen, nach welchen man die Frage über die Entstehung der Galle aus den reproduktiven oder vegetativen Knospen lösen könnte. Deshalb scheint mir die Behauptung einiger Verfasser (Mik 1896 u. a.), daß die Gallen von *Asphondylia prunorum* aus den Blätterknospen entstehen, unverständlich.

Das Innere der Galle ist jetzt von einer ununterbrochenen Pilzhyphenschicht ausgekleidet, wobei die Dicke dieser Schicht der Dicke der grünen Gallenwand gleich ist. Das ist auf den Durchschnitten deutlich sichtbar. Es fällt auch die Reinlichkeit im Inneren der Galle auf: weder Larven noch Exkremente können nachgewiesen werden. Es sind auch abgenagte Bezirke des Hohlraums nicht merklich. Die Larve ernährt sich, augenscheinlich, durch Saugen. Den Prozeß der Nahrungs-

aufnahme gelingt es nicht zu beobachten, da die Larve sich in der eröffneten Galle rege bewegt und, nach der Störung der normalen Bedingungen, rasch zugrunde geht.

Die erwachsene Larve ist orangefarben, beweglich; bei der leisesten Berührung macht sie eine rasche Sprungbewegung, wobei sie den ganzen

Abb. 10. Reife Galle mit aus derselben hervorragenden Puppenhülle von *A. prunorum* nach dem Ausschlüpfen der Imago und Fruchtkörper des Pilzes.

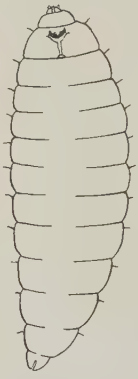


Abb. 11. Erwachsene Larve von *A. prunorum* von der Ventralseite.

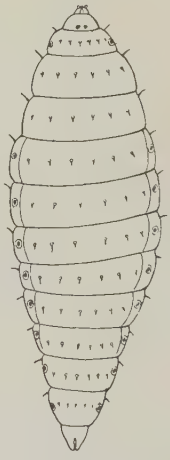


Abb. 12. Erwachsene Larve von *A. prunorum* von der Dorsalseite.

Körper krümmt und auseinanderbiegt und aus der eröffneten Galle leicht hinausspringt. Bei ihr ist die Brustschaufel (Abb. 11) gut entwickelt; sie ist in allen Beziehungen analog der von Mix (1896) beschriebenen Brustschaufel. Die runde Mundöffnung, welche von kleinen Höckerchen umgeben ist, befindet sich am vorderen, terminalen Körperende. An der Dorsalseite ist jedes Segment mit Härchen versehen, welche in eine Querreihe angeordnet sind (Abb. 12); an der Bauchseite bleiben sie aus (Abb. 13). In der Mitte des Juni beginnen die Asphondylienlarven sich zu verpuppen (am 14.—16. Juni).

d) Die Puppe

ist zuerst ebenso orangefarben wie die Larve; ferner wird sie aber allmählich dunkler und erhält nach 5—7 Tagen eine dunkelbraune Färbung (Abb. 14, 15 und 16). Sie ist viel beweglicher als die Larve; besonders vor der Beflügelung dreht sich die Puppe fortwährend um ihre Längsachse: sie macht eine bis zwei Wendungen, bald in der Richtung des Uhrzeigers, bald in der umgekehrten Richtung. Diese Bewegungen können als bohrend bezeichnet werden; die ganze Puppe ist einem Bohrer gleichzustellen.

Am Kopfende sind zwei Vorsprünge vorhanden, welche eine Gabel bilden, das sind die Besen der Antennenbehälter; dank dieser Gabel

bohrt die Puppe in der Wand der Galle ein rundliches Loch durch, dessen Durchmesser dem Abstand zwischen den Vorsprüngen am Kopf gleich ist. Durch das mit dem Vorderende durchbohrte Loch schiebt sich die Puppe später beinahe um die Hälfte ihres Körpers hinaus (Abb. 10) und aus derselben schlüpft die beflügelte Asphondylie heraus. Mit ihrem hinteren Ende stößt die Puppe gegen die gegenüberliegende Knospenwand, wo im Resultat ihrer Bewegungen der weiße Filz des Pilzes bis zur grünen Gallenwand abgerieben wird. Nach dem Austritt der Asphondylie aus der Galle bleibt die Puppenhaut entweder im Inneren der Galle zurück, oder sie ragt auf die Hälfte durch das Flugloch hinaus (Abb. 10). Die verlassene Galle behält im Laufe einer gewissen Zeit ihre grüne Färbung, später wird sie braun und erhält schließlich eine dunkelbraune Färbung. Die Pilzhyphen behalten die Gestalt eines weißen Filzes, welcher die Höhlung der Galle auskleidet, und werden nicht schwarz, wie dies im Schrifttum in bezug auf die übrigen Asphondylien erwähnt wird (Neger 1913, Ross 1932). In seltenen Fällen fand ich, daß die Galle von Hyphen vollgestopft war, mitten unter welchen sich zuweilen die zugrunde gegangene Puppe oder Larve befand, die vom Pilz durchwachsen war. Auf dem Puppenstadium erreichte die Galle eine Größe von 4,5 mm im Durchmesser.

Noch vor dem Ausschlüpfen des Imago kommen an der Außenseite der Gallen auch mit unbewaffnetem Auge merkliche braune Punkte zum Vorschein, die an der Oberfläche der Galle ordnungslos verstreut sind:

Abb. 13. Eröffnete Galle mit erwachsener Asphondylialarve und Myzeliumauskleidung im Inneren.

Abb. 14. Eröffnete Galle mit einer Asphondyliapappe und Myzeliumauskleidung im Inneren.

das sind die Austrittstellen des Pilzes, welcher die Wand der Galle durchwachsen hat und jetzt seine Fruchtkörper bildet (Abb. 10). Der Austritt des Pilzes an die Oberfläche der Galle und das Ausschlüpfen der Asphondylien fallen somit in bezug auf die Zeit, ebenso wie die Infektion der Knospe durch diesen und jenen Organismus, zusammen.

Das sind zwei unzertrennbare Erscheinungen, welche einander überall begleiten (vgl. mit *Asphondylia bursaria*).

Unter den zahlreichen untersuchten Gallen fand ich auf allen Entwicklungsstadien derselben keine einzige, in welcher der Pilz nicht vorhanden wäre. Die Beständigkeit des Zusammenseins und die synchronische Entwicklung lassen keinen Zweifel zu, daß wir es nicht mit einer zufälligen Erscheinung, sondern mit einer Erscheinung zu tun haben, welche durch die Tätigkeit des Insekts bedingt wird. Es gelang bis jetzt noch nicht, mit Bestimmtheit festzustellen, worin diese Tätigkeit besteht; es unterliegt aber keinem Zweifel, daß das Insekt bei der Eiablage jedesmal mit Hilfe der Legeröhre, der Handwerkszeuge, der Beine oder auf anderem Wege in die Eiablagestelle auch den Pilzkeim verschleppt. Dank dem feinen Instinkt, weiß die Asphondylie nicht nur, wohin und auf welche Weise sie ihre Eier ablegen soll; sie ist auch imstande, dieselben mit Keimen der künftigen Nahrung für ihre Nachkommenschaft zu versorgen.

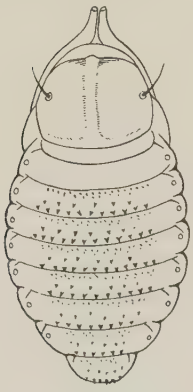


Abb. 15.
Puppe von *A. prunorum* von der Ventralseite.

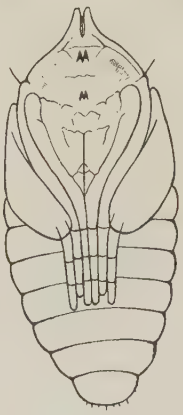


Abb. 16.
Puppe von *A. prunorum* von der Ventralseite.

Feinde und Parasiten von *Asphondylia prunorum*.

Bei der Entwicklung in den Fruchtknospen des Pflaumenbaums und des Schlehdorns bringt *Asphondylia prunorum* einen gewissen Schaden bei, indem sie die Fruchternte häufig bedeutend beeinträchtigt. Andererseits hat sie auch ihre Feinde und Parasiten. Nachdem die Gallen ein beträchtliche Größe erreicht haben, werden viele von ihnen von den Vögeln zerpickt, welche, augenscheinlich, die Asphondylienlarven oder Puppen in denselben aufsuchen. Als Asphondylienparasiten gelang es mir drei Arten von Schlupfwespen nachzuweisen; alle drei gehören zur Familie der Calcididen, sie konnten aber bis jetzt nicht näher bestimmt werden.

Eine von ihnen legt die Eier im Herbst ab, beinahe gleichzeitig mit der Asphondylie, wobei das Ei dieser Schlupfwespe gerade im unteren Teil der Knospe, in die Anlage der künftigen Blüte, angebracht wird, in welche die Asphondylienlarve bald darauf aus dem oberen Knospenteil herabsinken muß (Abb. 7). Im Herbst schlüpft aber aus dem Ei dieser Schlupfwespe die Larve aus, welche, zusammen mit der Asphondylienlarve, in der Knospe überwintert. Die übrigen zwei Schlupf-

wespen legen ihre Eier in die Galle schon auf die erwachsene Asphondylienlarve ab. Es ist von Interesse, daß eine von ihnen, nachdem sie die Asphondylienlarve aufgefressen hat, die Pilzauskleidung benagt, so daß die Wand der Galle von innen dünn und grün wird, während an ihr von außen sehr spärliche oder gar keine Fruchtkörper des Pilzes sichtbar sind.

Diese letzte Schlupfwespe gehört, wie es scheint, zu den sehr seltenen Schlupfwespen mit gemischter Ernährungsweise.

Zusammenfassung.

1. Die Larve von *Asphondylia prunorum* Wachtl entwickelt sich in Gallen an *Prunus insititia* L. und *Pr. spinosa* L. Das Galleninnere ist mit einer dichten filzartigen Auskleidung des Pilzmyzeliums bedeckt.

2. Der Ausflug des Imagines aus der Galle findet Ende Juni oder Anfang Juli statt.

3. Die glasartigen Eier werden in die jungen Blütenknospen derselben Zweige, an welchen die alten Gallen waren, abgelegt.

4. Der Pilzkeim gelangt in die Knospe zusammen mit dem Ei, wobei er der Eihülle fest anliegt.

5. Die junge Larve ist äußerst träge und sinkt allmählich ohne merkliche aktive Bewegungen in die Tiefe der Knospe hinab, wobei die Pilzhyphen den Larvenkörper unmittelbar berühren.

6. Mitte August beginnt in der Knospe die allmähliche Bildung der Höhle der künftigen Galle, wobei die Blütenanlagen resorbiert werden.

7. Im September liegt die unbewegliche Larve in dem gut ausgebildeten Hohlraum; im oberen Knospenteil befindet sich aber ein Klümpchen des weißen Pilzmyzeliums.

8. Im nächsten Frühling stellt die ausgebildete Pilzauskleidung einen geschlossenen Sack dar.

9. Die sehr bewegliche Puppe durchbohrt ein Loch in der Wandung der Galle. Beim Ausfluge des Imago durchwuchert der Pilz die Wandung der Galle und bildet seine Fruchtkörper.

10. Der Pilz und *A. prunorum* gelangen also gleichzeitig in die Knospe und verlassen gleichzeitig die Galle.

11. Unter den zahlreichen untersuchten Gallen wurde keine einzige gefunden, welche vom Pilz frei wäre.

Literatur.

Wachtl, 1888, Asphondylia prunorum. Wien. Entom. Zeitschr. Bd. 7, S. 205.
Kieffer, J. J., 1889, Neue Beiträge zur Kenntnis der Gallmücken. Entom. Nachr. XV, Nr. 10.
— — 1891, Les dipterocecidies de Lorraine. Feuille Natural. XXI, S. 121.
— — 1892, Beobachtungen über Gallmücken mit Beschreibung einiger neuen Arten. Wien. Entom. Zeitschr. XI, S. 220.
Liebel, 1892, Die Zoocecidien der Holzgewächse Lothringens. Entom. Nachr. 18.
Mik, J., 1896, Über eine Asphondylia-Galle. Wien. Entom. Zeitschr. XV.
Kieffer, J. J., 1898, Synops d. Cecidomyiden, 20.

Mik, J., 1899, Dipterologische Mixellen. Wien. Entom. Zeitschr. 18.
Kieffer, J. J., 1901, Synopsis des Zoocécidies d'Europe. An. Soc. entom. de France 70, S. 396.
Hubbard Henry Guessey, 1897, The ambrosia beetles of the United States (U. S. Dep. Agric. Div. Entomology Bull. 7).
Houard, C., 1908, Les Zoocecidies des Plantes d'Europe et du Bassin de la Méditerranée, P. I, Paris, S. 557.
Becker, Th., 1903, Katalog der paläarktischen Dipteren. Budapest.
Baccarini, P., 1909, Sui micozoocecidi ad „Ambrosiagallen". Bull. Soc. Stat. S. 137—145.
Beauverie, J., 1910, L'ambrosia du Tomicus dispar. Compt. rend. c. L.
Cavers, Frank, 1910, Ambrosia fungi, Knowledge. VII, 194.
Neger, Fr. v., 1913, Biologie der Pflanzen auf experimenteller Grundlage. Stuttgart.
Ross, H., 1914, Über verpilzte Tiergallen. Berichte d. deutsch. Botanischen Gesellsch. Bd. 32, S. 574.
Kieffer, J. J., 1913, Fam. Cecidomyidae. In Wytsman, Genera Insectorum. 152 Fascicule.
Wheeler, W. M., 1923, Social life among the insects.
Imms, A. D., 1925, A general textbook of entomology.
Handlirsch, A., 1926, Handbuch der Entomologie, von Ch. Schröder, Bd. II, Kapitel I, Biologie, 19. und 20. Lieferung.
Rübsamen und Hedicke, 1926, Die Cecidomyiden (Gallmücken) und ihre Cecidien. Stuttgart. Spez. Teil, Bd. 29, Heft 77.
Ross, H., und Hedicke, 1927, Die Pflanzengallen (Cecidien) Mittel- und Nordeuropas; ihre Erreger und Biologie und Bestimmungstabellen. Jena.
Carpenter, G. H., 1928, The biology of insects.
Vanin, S. I., und Vanin, I. I., 1928, Die Gallen des Gouvernements Woronesch. Verlag der Station für Pflanzenschutz, Leningrad (russisch).
Buchner, P., 1928, Holznahrung und Symbiose. Vortrag, gehalten auf dem X. internat. Zoologentag zu Budapest am 8. September 1927. Berlin.
Leeuwen, V., 1929, Über eine Galle auf Simplocus fasciculata Zoll., verursacht durch eine Gallmücke Asphondylia bursaria Felt, die mit einem Fungus zusammen lebt. Marcellia.
Reh, L., 1932, Handbuch der Pflanzenkrankheiten. Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, II. Teil, S. 56. Berlin.
Ross, H., 1932, Praktikum der Gallenkunde (Cecidologie). Biologische Studienbücher. 12. Berlin.
Puzanova-Malysheva, E. W., 1930, On the habits of Eurytoma amydali End., a pest of plums. Rev. Russe d'Entom. XXIV, 3—4.

Beobachtungen und Versuche anläßlich einer Übervermehrung von Lophyrus sertifer Geoffr. (rufus Panz.) in Südkärnten in den Jahren 1931/1932.

Von

Fritz Schönwiese.

(Aus der Lehrkanzel für Forstschutz und forstliche Entomologie an der Hochschule für Bodenkultur in Wien. — E. Schimitscheck.)

(Abgeschlossen Juni 1933.)

(Mit 19 Abbildungen.)

Als im Juni 1931 an die Lehrkanzel für Forstschutz an der Hochschule für Bodenkultur in Wien die Nachricht von einem Massenauftreten von *Lophyrus sertifer* Geoffr.[1]) in Südkärnten eintraf, legte mir Herr Dozent Dr. E. Schimitscheck die Bearbeitung dieser Übervermehrung nahe. Seiner Anregung und weitgehenden Unterstützung, sowie der Möglichkeit, alle Einrichtungen der Lehrkanzel benützen zu dürfen, verdanke ich das Zustandekommen der vorliegenden Arbeit.

Befallsgebiete, Material und Methode.

Das Befallsgebiet (Seehöhe 550 m) liegt südlich des Wörthersees und umfaßt die ebenen Waldungen südlich der Ortschaft Schiefling a. S. Die in der Nähe der Ortschaft gelegenen, ebenliegenden Kiefernbestände wurden im Mai—Juni 1931 auf zusammenhängenden Flächen von 2—5 ha im Gesamtausmaß von 250 ha stark befallen. Ältere Beobachtungen über das Auftreten von *Lophyrus sertifer* Geoffr. liegen aus dieser Gegend nicht vor.

Der Befall beschränkte sich auf Bestände ebener Lage, und zwar ausschließlich auf Bauernwälder. Am stärksten waren 25—35jährige Stangenhölzer befallen, doch konnte der Schädling auch an allen anderen Altersklassen beobachtet werden.

Im Frühsommer 1932 hatte die Kalamität nach allen Seiten weitergegriffen, insbesondere nach Norden, jedoch waren Fraß und Schaden weitaus nicht mehr so stark, als im vorhergegangenen Jahre, es lag also schon eine geringere Bevölkerungsdichte vor.

[1]) Richtiger wäre *Diprion sertifer*, doch ist *Lophyrus* der gebräuchlichere Name.

Im Jahre 1932 wurde auch aus anderen Gegenden Südkärntens das Auftreten des Schädlings gemeldet, und zwar waren bei Ruden unweit von Völkermarkt etwa 35 ha ebengelegener Bauernwälder befallen, bei Rinkenberg a. d. Drau, Bez. Bleiberg, wurde ein Befallsherd von ungefähr 50 ha Größe festgestellt. Ferner wurde der Schädling aus Feldkirchen i. K. gemeldet, auch bei Feistritz konnte der Schädling in einem etwa 30jährigen Kiefernbestande beobachtet werden.

Das nötige Material für die durchgeführten Versuche wurde teils anläßlich einer Reihe von Begehungen der Befallsgebiete selbst gesammelt, soweit dies nicht möglich war, übernahm die Bezirksforstinspektion Klagenfurt diese Aufgabe. Der Leiter dieses Amtes Herr Regierungsforstrat Ing. Hans Mosser gab auch stets freundlichst jede gewünschte Auskunft, hierfür sei an dieser Stelle herzlichst gedankt.

Die zu Zuchten verwendeten Eier und Afterraupen stammten durchwegs aus Schiefling, während Kokons aus allen mir bekannten Befallsgebieten verwendet wurden.

Durch Sammeln von Kokons wurde vorerst die Zahl der Kokons auf je 1 m² Boden festgestellt, hierbei ergab sich für 25—30jähriges Kiefern-Stangenholz bei starkem Befall eine Kokonzahl im Boden mit 100 bis 120 Stück je 1 m² Boden.

Parasitierungs- und Verpilzungsprozent wurden nach Standorten getrennt, durch genaue Untersuchung der Kokons, bezw. auch durch Zuchten festgestellt. Die zu Zuchten verwendeten Kokons wurden in Petrischalen auf feuchtem Filtrierpapier gehalten. Die Aufzucht lieferte reichlich Imagines und Parasiten.

Eier und Kokons wurden nach der von Zwölfer angegebenen Methode (31) unter Verwendung von Salzlösungen in Brutkammern und Kühlräumen verschiedenen Kombinationen von jeweils konstanten Temperatur- und Luftfeuchtigkeitsbedingungen ausgesetzt. Lebende Larven wurden an eingetopften Kiefernpflanzen gezogen. Die verwendeten Pflanzen waren jedoch zu spät umgesetzt worden und kränkelten daher. Es trat große Sterblichkeit der Larven auf,[1]) sie waren kaum über mehr als 2 Häutungsstadien hinwegzubringen. Die Larven mußten daher stets durch frisches Material ersetzt werden.

Zur Vornahme der im Rahmen der Arbeit durchgeführten Temperaturbeobachtungen wurden Luft-Extremthermometer und Boden-Extremthermometer (letztere für 5 cm Tiefe) verwendet. Für die Durchführung der Ablesungen danke ich an dieser Stelle der Bezirksforstinspektion Klagenfurt und dem Gendarmerieposten Schiefling.

Im folgenden soll ein Beitrag zur Kenntnis der Morphologie und Biologie von *Lophyrus sertifer* Geoffr. gegeben werden. In einem weiteren

[1]) Im Laufe der Arbeit soll gezeigt werden, daß auch die Eier gegen Austrocknen der Nadel sehr empfindlich sind. Als besonders empfindlich erwiesen sich die ersten Stadien. Die Zucht der letzten Stadien gelang besser.

Kapitel soll die Entwicklung der beobachteten Übervermehrung in ihrer Abhängigkeit von einigen äußeren Faktoren behandelt werden.

Zur Morphologie und Biologie von Lophyrus sertifer Geoffr.

Schrifttum. *Lophyrus sertifer* Geoffr., die „rotgelbe Kiefernbuschhornblattwespe" ist lange schon bekannt und vielfach beschrieben.

Die ältesten verläßlichen Beschreibungen stammen von Geoffroy, Panzer, Klug usw., auch späterhin findet der Schädling immer wieder Erwähnung, so z. B. bei Hartig, Ratzeburg, Altum, Ritzema Bos, Henschel, Enslin u. v. a.

In allen diesen Arbeiten finden sich, teils recht ausführliche Beschreibungen der Wespe. Die bestehenden Larvenbeschreibungen beziehen sich immer nur auf die letzten Freßstadien, eine Beschreibung des von diesen wesentlich verschiedenen Einspinnstadiums findet sich nur bei Seitner (27), sie soll in der vorliegenden Arbeit ergänzt werden.

Die Eiablage wurde von Scheidter (20) behandelt, während Shiperowich (28) über eine bakterielle Erkrankung der Larven und Anon und Mostovski über Parasiten (Schlupfwespen) gearbeitet haben.

Der Schädling wird im Schrifttum als ein „ziemlich gemeines Insekt" bezeichnet. Eine Reihe von größeren und kleineren Vorkommen wurde beschrieben, und zwar:

1833	Wolkersdorf b. Wien (Judeich-Nitsche)
1840, 1861	Rheinland (Vonhausen)
1862	Spessart (Döbner)
1878	Braunschweig (Judeich-Nitsche)
1891	Harz (Bartels)
1892	Dänemark (Borries)
1892	Jütland (Judeich-Nitsche)
1994—95	Riesengebirge (Röhrig)
1903	Schweiz (Keller)
1907—1911—1913	Norwegen (Schogen)
1914, 1918	Holland (Ritzema Bos)
1916	Schweden (Trågardh)
1911	Aschaffenburg (Scheidter)
1918, 19, 22, 29	Spanien (Aulló)
1919	England (Murno)
1919	Heidelberg (Seeger)
1921—22	Litauen (Mostovski)
1925	Polen (Sitovski)
1925—27	Ukraine (Shiperowich)
1926	Kaukasus (Dovnar-Zapol'skič)

Aus dem heutigen Österreich wurde der Schädling bisher wenig beschrieben, wenn er auch sicher in einzelnen kleinen Vorkommen weit verbreitet ist.[1]) Eine regelrechte Übervermehrung, wie sie in Kärnten vorliegt, ist in Österreich bisher noch nicht bekannt geworden.

[1]) Mir sind Einzelvorkommen aus Tirol (Stubai, Zirbe, 1924 m Seehöhe), Wiener-Neustadt (Schwarzkiefer) und Wien (Pötzleinsdorfer Friedhof, an einer aufrechten Bergkiefer) bekannt. (Auf letzteres Vorkommen machte mich Hofrat Seitner aufmerksam.)

Allgemeines.

Lophyrus sertifer Geoffr. hat einfache Generation und überwintert normalerweise als Ei[1]), anfangs Mai schlüpfen die Jungräupchen, die sofort mit dem Fraße beginnen. Der Fraß dauert fast zwei Monate, also bis Ende Juni an. Während des Fraßes macht die Larve 5 bezw. 6 Häutungen durch. Wie bei *Lophyrus pini* L. (Eliescu 5) konnten bei männlichen Larven 5, bei weiblichen 6 Häutungen festgestellt werden. Die letzte, also 5. bezw. 6. Häutung führt zum Einspinnstadium, das sich von den Freßstadien recht wesentlich unterscheidet. Diese Präpuppiallarve geht in den Boden und spinnt sich dort ein. Ende September erfolgt das Schlüpfen der Imagines, sowie Flug und Eiablage. In der Regel überliegt ein Teil (etwa 10%) der im Boden vorhandenen Kokonlarven ein volles Jahr.

In folgenden sollen die einzelnen Entwicklungsstadien des Schädlings beschrieben werden.

Eistadium und Eiablage.

Die Eier sind milchig-weiß gefärbt und von glatter Oberfläche. Sie sind länglich-oval, im Querschnitt kreisrund. Die Breite verhält sich zur Länge wie 1 : 3. Die Länge beträgt 1,1—1,2 mm. Die Eier liegen in den Kiefern-Nadeln, reihenweise in Schlitzen, die das Weibchen in die Nadelkante eingesägt hat, eingesenkt. Bis auf ganz seltene Ausnahmen ist immer nur eine Kante der Nadel mit Eiern belegt. Die Eier sind vollständig in die Nadel eingesenkt und von außen auch mit der Lupe nur als reihenweise lichte Flecke an der Nadelkante kenntlich.

An einer Nadel wurden bis 18, im Mittel 9 Eier abgelegt. (Abhängig von der Länge der Nadel.) Meist sind Nadeln, die in $^1/_5$ bis $^1/_3$ des Maitriebes stehen mit Eiern belegt. In der Regel waren an einem Trieb rund 80 bis 110, im Mittel 94 Stück vorhanden, die alle von ein und demselben Weibchen in einem Zuge abgelegt worden sind. Diese Zahlen stammen aus Freilanduntersuchungen, sie stimmen im allgemeinen gut mit der festgestellten relativen Eizahl überein, d. h. es gelangten meist alle, im Weibchen ausgebildeten Eier an ein und demselben Kieferntrieb zur Ablage.

Eine genaue Beschreibung der Eiablage nebst Bestimmungstabelle für Eier verschiedener Lophyrusarten findet sich bei Scheidter (20). Meine Beobachtungen decken sich mit dieser Arbeit vollständig.

Das Weibchen legt alle Eier in einem Zug ab, und zwar zumeist an ein und denselben Trieb. Tritt während der Eiablage kühles Wetter ein, dann unterbricht das Weibchen die Eiablage, bleibt jedoch am Triebe sitzen und setzt die Arbeit wieder fort, sobald die Temperatur wieder eine entsprechende Höhe erreicht hat. Auch nach der Eiablage bleibt das Weibchen meist am Triebe sitzen und geht häufig an Ort und Stelle zugrunde.

---

[1]) Mostovski hat 1921 in Litauen Überwinterung im Kokon beobachtet. Shiperowich (1925) vermutet das Bestehen von 2 Rassen, deren eine im Kokon überwintert und im Frühjahr zur Eiablage schreitet. Seitner hat bei *Lophyrus sertifer* (Vorkommen an Zirbe in der Kampfzone des Waldes) Eiablage im Frühjahr beobachtet. Im Verlaufe der Übervermehrung in Südkärnten konnte Eiablage nur im Herbst festgestellt werden. Überliegende Stücke überwintern wohl im Kokon, doch konnte auch bei solchen Verpuppung, Schlüpfen und Eiablage nur im folgenden Herbst beobachtet werden.

Wenn es zu keiner Kopula kommt, werden auch unbefruchtete Eier abgelegt. Eine Weiterzucht war nicht möglich, doch dürften aus solchen Eiern nur Männchen zur Entwicklung kommen. [Eliescu (*Loph. pini*), Enslin u. a.]

Versuche mit Eiern von *Lophyrus sertifer* Geoffr.

Wie schon geschildert, liegen die Eier von *Lophyrus sertifer* jedes für sich in voneinander getrennten Taschen, die vom Weibchen mit der Legesäge in die Nadelkante eingeschnitten worden sind. Gleich nach der Eiablage schließt sich der Schlitz (in der Nadel) wieder, so daß das Ei mit der Außenluft gar nicht direkt in Berührung kommt. Eine direkte Einwirkung der Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf das Ei ist daher nicht möglich. Wohl aber kommt eine indirekte Einwirkung in Frage.

Die Temperatur der Nadelsubstanz, sowie die absolute Feuchtigkeit des Substrates, ihrerseits von äußeren Faktoren abhängig, sind für die Weiterentwicklung der in der Nadel liegenden Eier sehr maßgebend. Diese Verhältnisse sollten durch die Versuche, die im folgenden beschrieben werden, näher untersucht werden.

Nach der von Zwölfer (31) angegebenen Methode wurden mit Eiern belegte Nadeln verschiedenen konstanten Temperatur- und Luftfeuchtigkeitkombinationen ausgesetzt und deren Einwirkungen auf die Eier fortlaufend beobachtet.

Gleich von vorneherein ist zu bemerken, daß die so gewonnenen Ergebnisse sich im vorliegenden Falle nicht direkt auf Freilandverhältnisse anwenden lassen, da die vom Trieb abgelöste Kiefernnadel in ihrer Temperatur und insbesondere ihrem Feuchtigkeitsgehalt von der äußeren Lufttemperatur und der relativen Luftfeuchtigkeit ganz anders beeinflußt wird als die Nadel in der Natur,[1]) ganz abgesehen von direkter Einstrahlung usw. im Freilande. Es sind aber doch gewisse Rückschlüsse auf Freilandverhältnisse möglich, die die Durchführung derartiger Versuche auch unter den gegebenen Verhältnissen der Mühe wert erscheinen ließen.

Es wurden zwei Versuche durchgeführt, von denen einer im Laufe des Winters 1931/32 unter Verwendung von Eiern erfolgte, die im November 1931 in Schiefling gesammelt worden waren. Ein zweiter Versuch wurde im April 1932 mit Eiern angesetzt, die aus demselben Bestande in Schiefling stammten. Sie wurden erst knapp vor Versuchsbeginn gesammelt und waren somit den ganzen Winter hindurch den natürlichen Freilandverhältnissen ausgesetzt.

Zur Durchführung der Versuche standen 5 Temperaturstufen zur Verfügung,[2]) die mit 6 Feuchtigkeitsstufen kombiniert wurden. Die Tem-

[1]) In den zum Versuch verwendeten Nadeln fehlt der Saftstrom, das Material ist tot, auch das Einstecken der Triebe in ein Gefäß mit Wasser gibt nicht natürliche Verhältnisse wieder.

[2]) An dieser Stelle sei den Herrn Professoren Dr. Graf zu Leiningen-Westerburg und Dr. Staffe, die mir durch die Erlaubnis, die Brutkammern bezw. Thermostaten ihrer Lehrkanzeln zu benützen, die Durchführung dieser Untersuchungen ermöglicht haben, herzlich gedankt.

peraturstufen waren: + 2°, + 12°, + 21°, + 33° und + 39° C. Es wurden folgende Salze verwendet: KNO_3, NaCl, $Ca(NO_3)_2$, $CaCl_2$, LiCl und $ZnCl_2$ (vgl. 31).

In jede Petrischale wurden 50—70 Eier, mitsamt den Nadeln, in denen sie lagen, eingebracht. Fast täglich wurde der jeweilige Zustand der Eier kontrolliert.

Bei dem Winterversuch wurden in jede Schale Eier gebracht, die vorher durch 4—6 Tage Temperaturen von — 2° bis — 3° C ausgesetzt worden waren, und daneben solche, die noch nie unter 0° abgekühlt worden waren. Ein Unterschied im Verhalten (Entwicklung, Sterblichkeit) bei durchgefrorenen und nicht durchgefrorenen Eiern konnte nicht festgestellt werden.

Die Ergebnisse des Winterversuches sind aus den Abb. 1 und 2 zu entnehmen. Beginnende Embryonalentwicklung konnte im Verlaufe des Winterversuches in keinem Falle festgestellt werden. Je nach der verwendeten Temperatur- und Feuchtigkeitskombination starben die Eier in kürzerer oder längerer Zeit ab. Nur bei tiefer Temperatur (+ 2° C) und sehr hoher Feuchtigkeit konnten die Eier den Winter über am Leben erhalten bleiben. In allen anderen Fällen erfolgte ein mehr oder minder rasches Schrumpfen und Eintrocknen der Eier.

In Abb. 1 entsprechen die Punkte den jeweils verwendeten Kombinationen von Feuchtigkeit und Temperatur.[1]) Die den Punkten zugeordneten Zahlen geben die Lebensdauer der Eier in Tagen bei diesen Temperatur- und Feuchtigkeitskombinationen an. Zwischen den Punkten sind Ausgleichskurven interpoliert, die als 100prozentige Sterblichkeitslinien für verschiedene Kombinationen der untersuchten Außenfaktoren bezeichnet werden können. Sie halten die Beziehungen zwischen den verschiedenen Temperatur- und Luftfeuchtigkeitskombinationen und der dabei äußersten Lebensdauer der Eier fest. Unter den geschilderten Verhältnissen werden zum Beispiel Eier, die konstant einer Temperatur von + 10° C und einer relat. Luftfeuchtigkeit von 66 % ausgesetzt werden, nach einem Monat sämtlich vertrocknet und abgestorben sein.

Die starke Schräglage der Kurven (Eisterblichkeitslinien) bei niederen Temperaturstufen deutet darauf hin, daß die Eier gegen Austrocknen der Nadeln sehr empfindlich sind. Andererseits deutet die Steilstellung der Kurven bei hohen Temperaturen darauf hin, daß bei längerem Einwirken von Temperaturen über etwa + 30° C, gleichgültig, bei welchen Feuchtigkeitsgraden, immer Wärmetod eintritt. Der Wert von etwa 30° bedeutet also bei längerem Einwirken den Beginn der kritischen Wärmezone.

Eier, die durch 2 Monate wechselnden tiefen Temperaturen von — 2° bis — 22° C ausgesetzt wurden, blieben in den höheren

[1]) Ähnliche Darstellungen finden sich bei Zwölfer, Bodenheimer usw.

Feuchtigkeits-Stufen (über 70%) gesund, während sie in den tiefen Stufen abstarben, und zwar bei 35—40% nach einem Monat, bei 55—60% nach 2 Monaten und bei 65 bis 70% nach 3 Monaten.

In Abb. 2 werden die Ergebnisse des vorbeschriebenen Versuches (Abb. 1) räumlich dargestellt (Schimitschek hat erstmalig derartige Darstellungen veröffentlicht [23]), die Verhältnisse kommen so vielleicht noch deutlicher zum Ausdruck.

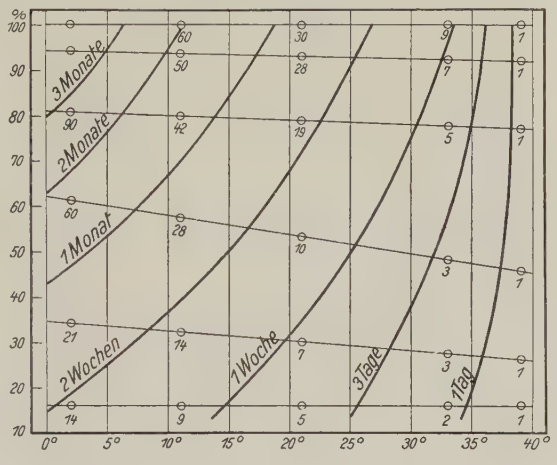


Abb. 1. Ei-Mortalitäts-Diagramm als Ergebnis des Versuches im Winter 1931|32. Auf der Ordinate ist die relative Luftfeuchtigkeit in % aufgetragen, auf der Abszisse die Temperatur in °C. Die Punkte entsprechen den konstanten Verhältnissen in den einzelnen Petrischalen. Die zugeordneten Zahlen geben die Lebenszeit der Eier in Tagen an. Diese Zahlen sind durch Kurven ausgeglichen.

Wenn man Abb. 1 als eine Darstellung einer Fläche in kotierter Projektion auffaßt, dann stellt Abb. 2 dieselbe krumme Fläche in Achsonometrie dar. Die Ausgleichskurven erscheinen hier als Schichtenlinien der Fläche. Für alle Raumpunkte, die in der Darstellung oberhalb der Fläche liegen, ergibt sich 100prozentige Mortalität.

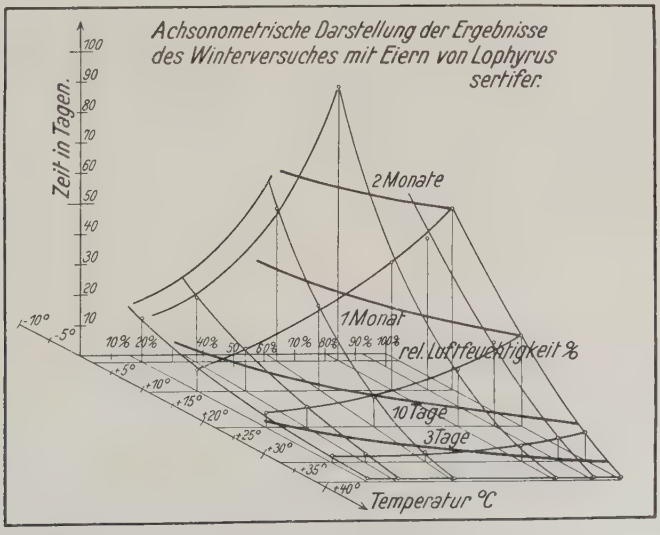


Abb. 2. Versuch, die in Abb. 2 dargestellten Verhältnisse in Achsonometrie räumlich darzustellen. Abszisse = relat. Luftfeuchtigkeit in %. Ordinate = Zeit in Tagen. Applikate = Temperatur in °C.

Praktische Folgerungen aus dem Winterversuche: Die Eier sind gegen Austrocknen der Nadelsubstanz sehr empfindlich; Bestände, bei denen die äußeren Verhältnisse einen geringen Feuchtigkeitsgehalt der Nadeln herbeiführen, insbesondere in ausgesprochenen Windlagen, sind daher vom Schädling weniger gefährdet, als es andere Bestände im allgemeinen sind.

Gegen schwankende, tiefe und sehr tiefe Temperaturen sind die Eier unempfindlich. Schädigende Einflüsse hoher Temperaturen treten erst bei längeremEinwirken von Temperaturwerten auf, die im Freiland während der Dauer des Eistadiums wohl nur durch kurze Zeit erreicht werden können.

Eine Eilatenz scheint unbedingt eingehalten zu werden und die Eier lassen sich im Herbst und Winter nicht treiben. Bemerkt sei hierzu jedoch, daß Versuche mit eingewässerten Trieben nicht durchgeführt wurden. Es wäre denkbar, daß eine Entwicklung stattfinden könnte, wenn der Beginn des Saftganges im Winter künstlich herbeigeführt, bezw. nachgemacht würde.

Im April 1932 wurde der ganze Versuch mit knapp vor Versuchsbeginn gesammelten Eiern, die also den ganzen Winter hindurch im Freilande natürlichen Bedingungen ausgesetzt waren, wiederholt. Zum Unterschied von dem vorerwähnten Winterversuche konnte hier eine, mindestens teilweise Weiterentwicklung bis zur Junglarve in einem bestimmten Temperatur- und Luftfeuchtigkeitsbereiche beobachtet werden.

Abb. 3 gibt eine Zusammenstellung der Ergebnisse dieses Versuches. Bei hohen Temperaturen starben alle Eier sehr bald ab, die Mortalitätskurven decken sich annähernd bei denen, die sich bei dem Winterversuch ergaben. Bei + 2° blieben jetzt alle Eier in allen Feuchtigkeitsstufen ohne Entwicklung am Leben. Bei + 12° und + 21° C ergab sich eine teilweise Entwicklung, und zwar stieg der Hundertsatz der sich weiter entwickelnden Eier mit der relativen Luftfeuchtigkeit. So ergab sich z. B. bei 12° C:

Relative Luftfeuchtigkeit %	Entwicklung %	Relative Luftfeuchtigkeit %	Entwicklung %
17	0	76	60
34	15	93	90
57	40	100	90

Aus der Abb. 3 ergibt sich ferner noch folgendes:

Die Embryonalentwicklung der überwinterten Eier ging nur in einem Temperaturbereich, der zwischen + 2° und + 33° C liegt, vor sich. Die genauen Grenzwerte konnten wegen der geringen Zahl der bei diesem Versuch zur Verfügung stehenden Temperaturstufen nicht festgestellt werden. Jedenfalls kann eine Entwicklung bei ständigen Temperaturen über + 33° C bei allen Feuchtigkeitsgraden nicht mehr vor sich gehen (Wärmetod).

Das Temperaturoptimum für die Embryonalentwicklung liegt innerhalb der Temperaturstufe von + 2° bis + 22° C. Seine Lage kann nicht mit völliger Sicherheit angegeben werden, die untere Grenze des Optimums dürfte knapp bei 10° liegen.

Die große Empfindlichkeit gegen Eintrocknen der Nadeln zeigt sich auch hier wieder und kommt in den niederen Hundertsätzen der Entwicklung bei niedrigen Feuchtigkeitsstufen zum Ausdruck.

Erwähnt sei noch, daß die Embryonalentwicklung, soweit sie im Verlauf der hier beschriebenen Versuche beobachtet werden konnte, immer bis zur schlüpfbereiten Larve führte. Das Schlüpfen selbst konnte in den meisten Fällen nicht stattfinden, weil die Nadeln inzwischen schon zu spröde und trocken geworden waren und von der Eiraupe nicht mehr aufgebissen werden konnten.

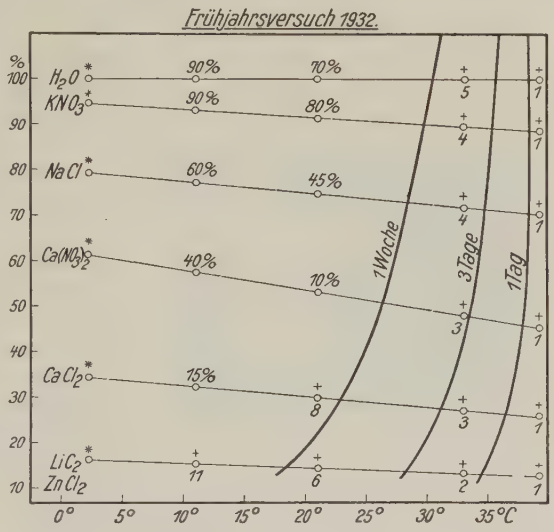


Abb. 3. Zusammenstellung der Ergebnisse des Thermostatversuches mit Lophyruseiern im April 1932.
In den mit + bezeichneten Punkten sind sämtliche Eier, ohne vorher den Beginn einer Entwicklung zu zeigen, abgestorben. Die zugeordneten Zahlen geben die Zeit in Tagen an, während der die Eier noch lebend gefunden wurden. — In den mit ★ bezeichneten Punkten blieben die Eier gesund, jedoch konnte keine Weiterentwicklung beobachtet werden. — Die den übrigen Punkten zugeordneten Werte geben den Hundertsatz der zur Weiterentwicklung gelangten Eier an. Der Versuch wurde am 18. April begonnen und am 6. Mai 1932 abgebrochen.

Ein Vergleich der Frühjahrs- und Winterversuche, die unter ganz gleichen Versuchsbedingungen durchgeführt wurden, ergibt, daß Eier, die nicht mindestens einen Großteil des Winters winterlichen Freilandverhältnissen ausgesetzt waren, nicht zur Weiterentwicklung gebracht werden können.

Embryonalentwicklung und Junglarve.

Mit beginnendem Saftgang im Frühjahr quellen die Eier auf und sind nun durch den Schlitz in der Nadelkante etwas sichtbar. Mitte April, also $2^1/_2$—3 Wochen vor dem Schlüpfen, zeigt sich ein deutlicher dunkler Kern. Ungefähr 10 Tage später sind schon die Augen und Mundwerkzeuge sichtbar (Abb. 4). In den allerletzten Tagen ist der ganze Embryo durch die dünne Eihaut zu sehen. Drei bis 4 Tage vor dem Schlüpfen kann man schon deutlich Bewegungen der Mundwerkzeuge beobachten.

Der Embryo liegt immer mit dem Kopf gegen den Nadelfuß und mit dem Gesicht in die Nadel hinein.[1])

Das Schlüpfen erfolgt in den ersten Maitagen. Die junge Larve durchbricht die Eihülle und gelangt durch den Schlitz in der Nadel ins Freie. Das Schlüpfen scheint zumeist in den Mittagsstunden zu erfolgen.

Die Eiraupe (Abb. 5) ist langgestreckt, ihre mittlere Länge beträgt etwa 4 mm, die mittlere Kopfbreite 0,61 mm. Der allgemeine Körperbau

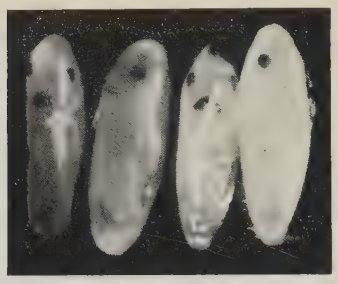


Abb. 4. Fortgeschrittene Embryonalentwicklung. Augen und Mundwerkzeuge sind durch die Eihülle hindurch sichtbar. (25×.)

Abb. 5. Eiraupe von *Lophyrus sertifer* Geoffr. Der Kopf und die Brustbeine sind glänzendschwarz, der übrige Körper lichtgrün. (9×.)

ist mit dem der späteren Stadien identisch, es fehlen jedoch die für alle späteren Stadien charakteristischen Dörnchen. Kopf und Brustbeine sind glänzendschwarz, der übrige Körper gleichmäßig lichtgrüngrau. Der Kopf ist wesentlich breiter als der Körper.

Die Junglarve beginnt sofort nach dem Schlüpfen mit dem Fraße.

Spätere Larvenstadien.

Schon wenige (3—5) Tage nach dem Schlüpfen erfolgt die erste Häutung. Die Kopfkapsel platzt nach 2 Nähten, so daß sie in 3 Lappen zerfällt, und die Raupe kriecht nach vorne aus der alten Haut heraus. Die neue Kopfkapsel ist zunächst hellgrün und dunkelt erst im Laufe von einigen Stunden nach. Die Färbung des Körpers ändert sich während eines Stadiums nicht.

Die Afterraupen leben immer in Gesellschaften, die gemeinsam an den Nadeln eines Triebes fressen. Wenn derselbe kahlgefressen ist, wandert die ganze Kolonie auf einen neuen Trieb. Zur Häutung sondert sich die Larve meist von der Gesellschaft ab und geht auf einen noch nicht befallenen Trieb. Hier klammert sie sich mit den Nachschiebern an eine Nadel fest und kriecht um die Nadel herum aus der alten Haut heraus. Erst nach einigen Stunden kommt die Larve zu der übrigen Gesellschaft zurück und beteiligt sich am weiteren Fraße. Dieser Vorgang bildet für

[1]) Unter mehreren hundert untersuchten Eiern konnte keine einzige Ausnahme festgestellt werden.

alle Stadien die Regel, doch ist die Häutung am Fraßorte selbst auch durchaus keine Seltenheit.

Nach der ersten Häutung erhält die Larve schon das Äußere, das sie dann im wesentlichen, bis auf die Intensität der Färbung durch alle weiteren Fraßstadien beibehält. Es genügt daher, wenn nur ein Stadium beschrieben wird, und zwar z. B. ein Vierhäuter (Abb. 6). Die angeführten Abmessungen beziehen sich nur auf dieses Stadium.

Die Larve von *Lophyrus sertifer* Geoffr. stimmt in ihrem morphologischen Bau so weitgehend mit *Lophyrus pini* L. überein, daß es an dieser Stelle genügt, die bestehenden Unterschiede aufzuzeigen und im übrigen auf Eliescu (5) zu verweisen. Die einzigen grundlegenden Unterschiede liegen in der Färbung, die auch später genau behandel werden soll.

Die allgemeine Form des Kopfes stimmt völlig mit *L. pini* überein. Der Clypeus ist etwas schmäler, der Rand gegen die Oberlippe zeigt einen großen nicht chitinisierten und daher hell erscheinenden Fleck. Der Lobus internus an der Maxille zeigt neben der großen, kegelförmigen, geknickten Borste, die übrigens im Einspinnstadium fehlt, nur 6 kleinere Borsten (gegenüber 7 bei *L. pini*). Der Lobus externus trägt im Einspinnstadium feine Borsten, die bei *L. pini* und auch bei den Freß-Stadien von *L. sertifer* fehlen. Die übrigen Mundteile zeigen, abgesehen von der Färbung, keine Unterschiede gegenüber *L. pini*.

Die am ganzen Körper vorhandenen Dörnchen, von Eliescu als Sinnesorgane bezeichnet (?) sind bei *L. sertifer* größer und spitzer als bei *L. pini*.

Wesentliche Unterschiede zwischen *L. sertifer* und *L. pini* bestehen in der Färbung.

Wie erwähnt, ist die Färbung der Freßstadien von *L. sertifer* Geoffr. bei vielen Autoren beschrieben. Hier soll eine neue Beschreibung ge-

Abb. 6. Larve nach der vierten Häutung. Kopf und Brustbeine sind glänzendschwarz, der Körper lichtgrün mit dunkelgrauer Längsstreifenzeichnung. (Vergr. ca. 4×.)

bracht werden, um den Unterschied zwischen den Freßstadien und dem nur von Seitner (46) beschriebenen Einspinnstadium hervorheben zu können.

Bei sämtlichen Freßstadien sind der Kopf mit allen Mundteilen und die Brustbeine, sowie die am ganzen Körper vorhandenen Dörnchen glänzendschwarz.

Die Grundfarbe des Körpers ist lichtgrün. Enge Reihen dunkelgrauer Pigmentflecken an Rücken und große dunkle Pigmentflecken auf den großen Warzen an den Seiten rufen die bekannte Längsstreifung hervor.

Am Rücken ziehen sich 2 dunkelgraue Streifen von ungefähr 1,2 mm Breite über die ganze Länge hin, in der Mitte einen lichtgrünen Längsstreifen von etwa 0,3—0,4 mm Breite freilassen. Seitlich schließt sich ein schwarzer Streifen von ungefähr 0,6 mm Breite an. Die letzten beiden Abdominalringe sind an der Oberseite vollständig schwarz. Der Prothorax ist hellgrün, der Meso- und Metathorax seitlich ganz schwarz. Am Abdomen schließt an den eben erwähnten schwarzen Streifen ein hellgrüner von etwa 0,5 mm Breite an, der in der Höhe der Stigmen über die ganze Länge des Abdomens verläuft. Es folgt ein dunkelgrauer Streifen von etwa 1 mm Breite, der direkt an die Bauchfüße anschließt. Bauch und Bauchfüße zeigen die Grundfärbung, also lichtgrüngrau.

Die Streifenzeichnung ist erst in den späteren Stadien deutlich, der Einhäuter zeigt sie in der Regel noch gar nicht. Die Intensität der Zeichnung ist überhaupt sehr variabel. Bei manchen Larven ist die Färbung, auch wenn sie ausgewachsen sind, so schwach, daß sie lichtgrün aussehen, andere wieder erscheinen ganz schwarz. Die Unterschiede zeigen sich oft an Raupen ein und derselben Familie. Ein Geschlechtsmerkmal scheint damit nicht gegeben zu sein.

Das Einspinnstadium.

Die letzte Häutung, beim ♂ die 5., beim ♀ die 6., führt zum Einspinnstadium. In diesem Stadium erfolgt keine Nahrungsaufnahme mehr. In der Regel erfolgt die letzte Häutung auch wieder in der Nähe des Fraßortes, oder an diesem, jedoch fällt häufig auch die Larve des letzten Freßstadiums knapp vor der Häutung zu Boden und häutet sich dann in der Bodenflora. Die Präpuppiallarven lassen sich zu Boden fallen und schreiten zur Kokonbildung.

Wie schon erwähnt ist das Einspinnstadium von den Freßstadien sehr verschieden[1]). Die nun folgende Beschreibung bezieht sich auf eine ♂-Larve, doch unterscheidet sich die ♀ äußerlich nur in der Größe von ihr.

Der Körper der Einspinnlarve (Abb. 7) ist gedrungener und kleiner, als der des letzten Freßstadiums. Die Länge verhält sich zur größten Breite wie 5 : 1 (Freßstatium 6 · 1). Die Dörnchen der Freßstadien fehlen meist ganz oder sie sind wesentlich kleiner, feiner, schwarz und nur bei sehr genauer Untersuchung zu sehen. Im übrigen ist der Bau der Freß-

[1]) Vgl. Enslin (7) S. 28. Röhrig (19) hat übrigens eine Beschreibung unter Abbildung des Einspinnstadiums gegeben, doch glaubte er, daß die Larve immer knapp nach der Häutung so aussähe. Er verwechselte also das Nachdunkeln der Kopfkapsel nach der Häutung mit der Färbung des Einspinnstadiums. Nach meinen Beobachtungen ändert sich die Körperfärbung innerhalb eines Stadiums niemals.

stadien erhalten geblieben, die Färbung ist jedoch völlig anders, so daß auf Grund der bisher bestehenden Larvenbeschreibungen, die sich alle nur auf Freßstadien beziehen, eine Bestimmung des Einspinnstadiums unmöglich ist.

Der Kopf ist grünlichbraungrau, die Augen schwarz, die Mundwerkzeuge dunkelbraun. Gleich nach der Häutung ist der Kopf auch hier ganz hell, um erst innerhalb einiger Stunden nachzudunkeln.

Die Grundfärbung des übrigen Körpers ist ein lichtes graugrün, häufig mit einem Stich ins rötlichviolette. Der Prothorax ist nicht pigmentiert, die Brustbeine zeigen die Färbung des Kopfes. Die Rückenseite des Aftersegmentes ist grau, mit feinen schwarzen Dörnchen besetzt. Die übrigen Segmente, also Meso- und Metathorax sowie die ersten 9 Abdominalsegmente zeigen folgende Zeichnung:

Am Rücken zieht sich ein schmaler lichter Streifen von etwa 0,05 mm Breite hin, beiderseits begrenzt von je einem dunkelbraunen Streifen von ca. 0,15 mm Breite. Diese dunklen Streifen zeigen über jedem Segment eine Unterbrechung, die über dem 3. und 4. Segment die Zeichnung fast völlig verdrängt. Knapp über den Stigmen trägt jedes Segment einen großen dunkelbraunen, etwa quadratischen (a = 0,4 mm) Fleck, der einzelne lichte Fleckchen trägt. Etwa 0,8 mm tiefer trägt jedes Segment mit Ausnahme des 9. Abdominalsegmentes einen kleineren, rechteckigen Fleck, der auch dunkelbraun ist und viele lichte Fleckchen trägt.

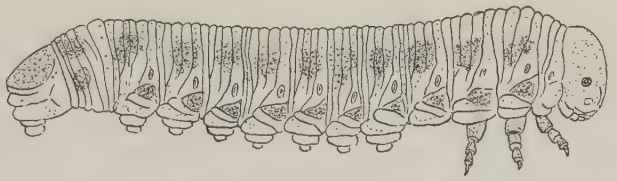


Abb. 7. Einspinnstadium. Der Kopf ist grau, der Körper grau mit dunklen Fleckenzeichnungen. (Vergr. ca. 4×.)

So entsteht die, für andere *Lophyrus*arten oft beschriebene Semikolonzeichnung, die begreiflicherweise leicht zu Verwechslungen Anlaß geben konnte.

Bauch und Bauchfüße sind nicht pigmentiert.

Mittlere Dimensionen der Larvenstadien.
(Mittelwerte aus je 10 bis 60 Messungen.)

	Länge in mm		Schädelbreite in mm	
	♂	♀	♂	♀
Eiräupchen . . .	4	4	0,61	0,61
Einhäuter	6	6	0,79	0,79
Zweihäuter . . .	9	9	1,20	1,20
Dreihäuter . . .	13	13	1,64	1,64
Vierhäuter . . .	19	19	1,95	1,95
Fünfhäuter . . .	12	24,5	1,52	2,26
Sechshäuter . . .	—	18	—	1,91
Kokon	7,74	9,88		

Auffällig ist der starke Rückgang der Körperausmaße des Einspinnstadiums gegenüber dem letzten Freßstadium.

Der Kokon.

Die Beschreibung, die Eliescu für den Kokon von *Loph. pini* gibt, trifft im allgemeinen genau so auch für *Loph. sertifer* zu, daß eine besondere Behandlung an dieser Stelle sich erübrigt.

Es sei hier nur noch einiges über die Lage der Kokons im Boden gesagt: In der Regel liegen die Kokons im Boden, nur ganz selten konnten einzelne an Kiefernzweigen gefunden werden, doch beträgt ihre Zahl kaum mehr als 2—3 % der gesamten Kokons. Diese Stücke zeigten übrigens hellgraue Färbung, wie auch Kokons, die im Zwinger am Boden des Zuchtgefäßes oder bei Verwendung von eingetopften Kiefernpflanzen, neben dem Blumentopf auf der Tischplatte entstanden waren. Jene Kokons, die, wie es normal ist, im etwas feuchten Boden verfertigt wurden, wiesen die normale Braunfärbung auf, die schon von Hartig beschrieben wurde.

Bezüglich der Tiefe der Lage der Kokons unter der Bodenoberfläche zeigte sich eine deutliche Abhängigkeit von der Bodenart und der lebenden Bodendecke. Bei Fehlen einer lebenden Bodendecke liegen die Kokons in leichten Böden etwas tiefer als in schweren, harten Böden. Die Tiefe kann 1—4 cm betragen. Normalerweise liegen die Kokons, nur in ganz wenigen Fällen, bei sehr harter Bodenoberfläche (Lehmboden) konnten Kokons stehend in der obersten Bodenschicht gefunden werden. Ist der Boden mit Bodenflora bestockt, dann finden sich die Kokons meist an der unteren Grenze oder knapp unter der Wurzelschicht. Wenn man jedoch die Bodendecke abzieht, dann bleibt der überwiegende Teil der Kokons im Boden oder an der Bodenoberfläche liegen.[1])

Die Einspinnlarve liegt im Kokon bis zum Herbst. Die nun folgenden Umwandlungen, die über Eonympha, Pronympha und Puppe zur Imago führen, konnten nicht genauer studiert werden.

Das Imaginalstadium.

Vor dem Ausschlüpfen nagt die Wespe mit den Mandibeln ein Loch in den Kokon, so daß eine kreisrunde Kappe vom Kokon abgetrennt wird. Erwähnt sei noch, daß der Kokon in der Regel von Anfang an an dieser Stelle etwas schwächer zu sein scheint. Die schlüpfende Wespe ist sofort flugfähig.

Auf ein Eingehen in die Morphologie und Biologie der Wespe kann mit Rücksicht auf das vorhandene Schrifttum verzichtet werden.

Fraß und Schadenswirkung.

Lophyrus sertifer Geoffr. frißt normalerweise an der gemeinen Kiefer, jedoch wurde der Schädling auch an Schwarz-, Weimuts-, Berg- und Sumpfkiefer sowie an der Zirbe beobachtet.

Der Schädling nimmt immer nur die vor- und vorvorjährigen Nadeln an, nie konnte ich Fraß an den heurigen Maitrieben feststellen. Auch plätzeweiser Rindenfraß ist durchaus nicht selten, wird jedoch nur von den letzten Larvenstadien verübt.

---

[1]) Unterschiede zwischen der Lage von parasitierten und gesunden Stücken im Boden konnten nicht festgestellt werden.

Die Afterraupen fressen gesellig beisammen, immer an einem Trieb, und zwar immer mehrere Larven, im allerersten Stadium bis zu 10 Stück an einer Nadel. Später sind es dann immer weniger, im letzten Freßstadium fressen meist nur mehr 1—2 Larven an einer Nadel.

Der Fraß der Eiraupe besteht in einem mehr oberflächlichen Benagen der Nadel, wobei die Stellen, an denen die Eier abgelegt waren, verschont bleiben. Verdaut wird nur der Zellinhalt, alles Festere, Holzzellen usw. geht unverdaut durch.

In den folgenden Stadien wird die Nadel der ganzen Länge nach abgefressen, wobei der Mittelstrang, also Steinzellen und Leitbündel erhalten bleiben. Verdaut wird wieder nur Zellinhalt und alle verholzten Teile, Sklerenchymzellen usw. gehen ganz unverdaut durch.

Das Fraßbild, gekennzeichnet durch die fadenartig stehenbleibenden Mittelrippen, an deren Enden meist noch die Nadelspitzen, die zumeist verschont bleiben, erhalten sind, ist für den Fraß von jungen bis mittelwüchsigen Larven charakteristisch.

Von der dritten Häutung an erfolgt der typische Fraß, bei dem die ganze Nadel bis zur Nadelscheide abgefressen wird, ohne Belassung einer Mittelrippe, so daß an dem kahlgefressenen Triebe nur mehr Nadelstummel erhalten bleiben. Diese vertrocknen und sterben bald ab, so daß sich später das Fraßbild so zeigt, daß nur die verschont gebliebenen Mainadeln noch vorhanden sind.

Der Fraß geht folgendermaßen vor sich: Die Nadelspitze wird meist nicht angenommen, sondern der Fraß beginnt ungefähr 1 mm unterhalb derselben und erfolgt so, daß dünne Streifchen von $^1/_2$—$1^1/_2$ mm Länge der Länge nach von der Nadel weggebissen und aufgenommen werden. Die Larve geht erst um die angeführten $^1/_2$—$1^1/_2$ mm herunter an der Nadel, wenn diese bis auf gleiche Höhe abgefressen ist. Wenn mehrere Larven gleichzeitig an einer Nadel fressen, dann fressen sie immer in gleicher Höhe, so daß sich an dem beschriebenen Vorgange nichts ändert.

Nach der 3. Häutung nimmt auch der Kot die für alle *Lophyrus*arten typische rhombische Form an und enthält wieder alle verholzten Teile der Nadel.

Die Mainadeln an Stämmen, die durch den Fraß der vor- und vorvorjährigen Nadeln beraubt wurden, zeigen anatomisch insofern eine geringe Veränderung (Abweichung von normalen Nadeln), als das Hypoderma verdickt ist.

Die Larven sind gegen nicht frisches Futter sehr empfindlich und gehen daher im Zwinger sehr leicht ein.

Der Schädling bevorzugt 20—30jährige Stämme und Bestände, die unter ungünstigen Wuchsbedingungen stehen (Streunutzung!) Er geht jedoch auch Stämme an, die auf günstigen Standorten stocken und bei Übervermehrung ist er auch an Stämmen aller Altersklassen zu finden.

Der Umstand, daß *Loph. sertifer* nur eine Generation hat und die Mainadeln verschont, läßt den Schädling weniger gefährlich erscheinen, doch kann ein starkes Auftreten zum mindesten einen empfindlichen Zuwachsverlust[1]) verursachen und sekundären Schädlingen Vorschub leisten.[2]) Von *Loph. sertifer* stark befallenen Bestände bieten meist gegen Ende Juni ein erschreckendes Bild, wenn aber später die heurigen Triebe voll entwickelt sind, geht der Eindruck meist mehr oder weniger verloren. Der Schädling kann wohl einzelne kränkliche Stämme zum Absterben bringen, aber eine direkte Gefahr für den Bestand von ganzen Beständen dürfte wohl nie bestehen.

Einfluß äußerer Faktoren auf die Massenvermehrung von *Lophyrus sertifer* im Kärntner Beobachtungsgebiete.

I. Abiotische Faktoren.

Lophyrus sertifer Geoffr. ist weithin über ganz verschiedene Klimagebiete (Skandinavien, Rußland, Mitteleuropa, England, Spanien) verbreitet. Klimatische Voraussetzungen für das Massenauftreten dieses Schädlings lassen sich jedoch auf Grund des bestehenden Schrifttums nicht mit genügender Verläßlichkeit angeben. Über kleinklimatische Verhältnisse in den befallenen Beständen sind in keiner Veröffentlichung Angaben gemacht, so daß sich auch über kleinklimatische Voraussetzungen so gut wie gar nichts aussagen läßt.

Einige Zusammenhänge zwischen dem Wetterablauf der letzten Jahre und dem Verlauf der Gradation in Südkärnten konnten festgestellt werden.

Ein Vergleich der Klimogramme der Jahre 1928—1932 für die Station Pörtschach mit dem langjährigen Mittel von Klagenfurt (Abb. 8 und 9) zeigt, daß die Monatsniederschlagssummen im Mai der Jahre 1929, 1930, 1931 gegenüber dem langjährigen Mittel ganz auffallend niedrig waren. Für 1930 gilt dasselbe auch vom Juni, während die Juniniederschläge von 1929 sehr hoch und von 1931 ziemlich normal waren. 1928 kann annähernd als Normaljahr angesehen werden.

Da *Lophyrus sertifer* im Mai gerade die recht empfindlichen Junglarvenstadien durchläuft, dürfte in den niedrigen Mainiederschlägen und den damit verbundenen Schönwetterperioden im Mai der Jahre 1929 bis

---

[1]) Die mittleren Jahrringbreiten eines im Sommer 1931 stark befallenen 30jährigen Kiefernbestandes in Schiefling betrugen in den Jahren (Mittelwerte aus 60 Bohrspänen)

1928	2,29 mm	1930	2,13 mm
1929	1,97 „	1931	1,24 „ (!)

Auch der Höhenzuwachs ist in diesem Jahre in demselben Bestande auf weniger als die Hälfte zurückgegangen.

[2]) Derartige Bestände können durch Auftreten von Waldgärtner, *Pissodes*, Eule, *Ips sexdentatus*, *Ips acuminatus* usw. in ihrem Bestande ernstlich gefährdet werden.

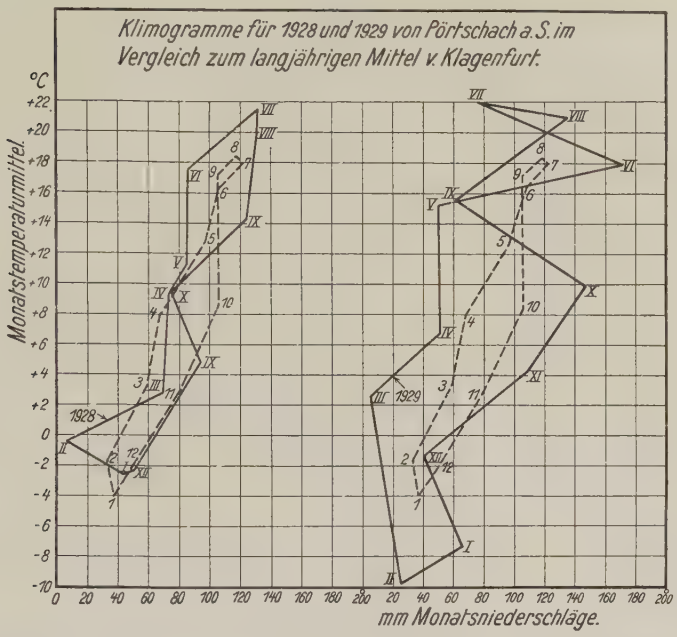


Abb. 8. Klimogramme für die Jahre 1928 und 1929 von Pörtschach a. d. S. (voll ausgezogen) im Vergleich zum langjährigen (50jährigen) Mittel von Klagenfurt.

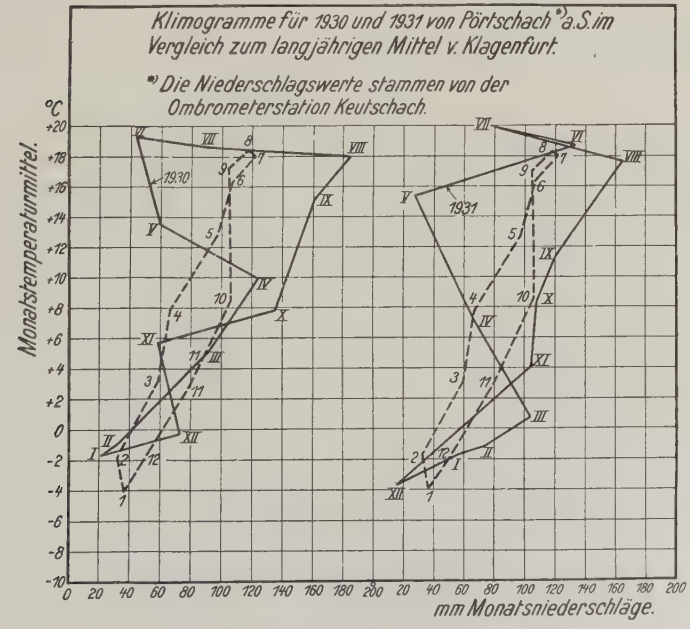


Abb. 9. Klimogramme für die Jahre 1930 und 1931 von Pörtschach a. d. S. (voll ausgezogen) im Vergleich zum langjährigen Mittel von Klagenfurt.

1931[1]) der Anstoß für das Zustandekommen des Massenauftretens des Schädlings in den Jahren 1931 und 1932 zu suchen sein.[2])

Für das ziemlich niederschlagsreiche Klima Südkärntens läßt sich sagen: Wenn der eiserne Bestand von *Lophyrus sertifer* hoch ist, dann können einige aufeinanderfolgende Jahre mit schönem Wetter im Mai und Juni leicht zu massenhaftem Auftreten des Schädlings führen.

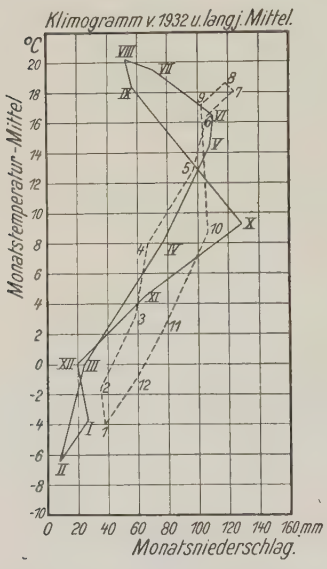


Abb. 10. Klimogramm von Pörtschach für 1932 (voll ausgezogen) und langjähriges (50jähr.) Mittel von Klagenfurt (strichliert).

Die jüngsten Larvenstadien (etwa 1. bis 3.) sind gegen Witterungseinflüsse besonders empfindlich. Dieser Entwicklungsabschnitt kann also als „kritisches Stadium" und der entsprechende Zeitraum von etwa 1. bis 20. Mai als „kritischer Zeitraum" in bezug auf Witterungseinflüsse auf die Larve bezeichnet werden.

Im Mai 1932 starben in Schiefling viele freilebende *Loph.*-Larven ungefähr im 2. bis 3. Stadium ohne sichtbare Gründe ab. Eine Untersuchung der Kadaver auf eventuelle bakterielle Erkrankung verlief negativ. Offenbar waren die Afterraupen ungünstigen Witterungseinflüssen erlegen.[3]) Das Klimogramm von 1932 (Abb. 10) zeigt die Monatsniederschläge für Mai und Juni etwas über dem langjährigen Mittel.

Das massenhafte Absterben der Afterraupen im Sommer 1932 konnte jedoch nur in Schiefling und in Beständen beobachtet werden, die auch im Vorjahre stark befallen waren. In den im Jahre 1932 neu befallenen Beständen[4]) war die Erscheinung bedeutend weniger ausgeprägt, während sie in Ruden überhaupt nicht beobachtet werden konnte, eine Tatsache,

---

[1]) Der niedere Monatsniederschlag deutet auf allgemein „schönes Wetter" hin. Welcher Wetterfaktor für das Insekt maßgebend ist, könnte nur durch Laboratoriumsversuche nachgewiesen werden.

[2]) Hartig (9) sagt in bezug auf Lophyrus: „Dem Raupenleben sind warme und trockene Frühjahre und Sommer vorzugsweise günstig."

[3]) Wie schon erwähnt, weisen die Nadeln an Stämmen, die im Vorjahre schon befallen waren, keinerlei Unterschiede gegenüber solchen von nichtbefallenen Stämmen auf, die zur Begründung des oben erwähnten Massensterbens hinreichen würden. Die Larven zeigten übrigens deutlich ein schon von Hartig beschriebenes Krankheitsbild. Hartig konnte Gründe für das Absterben der Larven nicht angeben.

[4]) Der Schädlingsbestand in den 1932 neu zum Befallsgebiet bei Schiefling hinzugekommenen Flächen dürfte nur teilweise durch Überfliegen der Wespen aus dem älteren Befallsgebiet zustande gekommen sein.

die vielleicht auf das Wirken innerer Faktoren (herabgeminderter Widerstand gegen äußere Einflüsse bei großer Bevölkerungsdichte) hinweist.

Wenn die Kalamität schon weit fortgeschritten ist, scheint unter den in Kärnten vorliegenden sonstigen Verhältnissen schon normales Wetter im Mai und Juni ein Zusammenbrechen der Kalamität hervorzurufen, während normalerweise eine Übervermehrung, die erst das Vorbereitungsstadium hinter sich hat, davon nicht berührt zu werden scheint.

Erwähnt sei noch, daß für das Zusammenbrechen der Kalamität in Schiefling der Hauptsache nach Witterungseinflüsse maßgebend waren, das hohe Parasitierungsprozent im Herbst 1932 (vgl. S. 487) ergibt sich als eine Folge des Massensterbens der fressenden Afterraupen. Die verhältnismäßig wenigen Larven, die das Einspinnstadium erreichten, konnten von den vorhandenen Parasiten zu einem sehr großen Hundertsatz befallen werden.

Zur genaueren Klarlegung der Verhältnisse soll im folgenden eine Berechnung des Vernichtungsfaktors durchgeführt werden.

Der Wert der absoluten Zeugungskraft „e" (Zahl der Nachkommen eines ♀, die unter den günstigsten Bedingungen möglich ist) läßt sich nach den bisherigen Untersuchungen nicht angeben, es sei hier der im Herbst 1931 beobachtete Wert der tatsächlichen Zeugungskraft (relative Eizahl) verwendet und zwar $e' = 94$. Das beobachtete Geschlechtsverhältnis ist ♂ : ♀ = 1 : 1,25.[1])

$$W = \frac{100\left(e' - \frac{m+f}{f}\right)}{e'} = \frac{100\left(94 - \frac{1+1{,}25}{1{,}25}\right)}{94} = 98{,}85.$$

W stellt hier den Hundertsatz dar, der von der im Herbst 1931 vorhandenen Nachkommenschaft (Eier) durch den Widerstand der Umwelt hätte ausgemerzt werden müssen, um den Gleichgewichtszustand zu erhalten.

Wenn also von allen Nachkommen eines ♀ 100 — 89,085, d. i. 1,915% zur Fortpflanzung kommen, dann wird die Zahl der Einzelindividuen im nächsten Jahre der heurigen gleich sein. Soll die Kalamität zurückgehen, dann muß der Hundertsatz der vernichteten Individuen größer sein, als die oben errechneten 98,85%.

Die im Jahre 1931 vorhandene Parasitierung der letzten Stadien (S. 487) reichte nicht hin, um die Kalamität aufzuhalten. Wenn der Schaden im Jahre 1932 wesentlich geringer war als 1931, so waren hieran quantitativ die Witterungseinflüsse in erster Linie beteiligt, vielleicht unter Zusammenwirkung mit inneren Faktoren. Der Parasitierung kam die Bedeutung einer Zusatzwirkung zu.

[1]) Nach Borries u. Judeich-Nitsche ist m : f = 1 : 1,5 = 2 : 3 nach meinen Beobachtungen **1 : 1,25**. Da mir jedoch die Aufzucht der Nachkommen eines Weibchens in keinem Falle möglich war, kann obige Zahl, die das Ergebnis der Weiterzucht fast vollwüchsiger Larven oder in den meisten Fällen überhaupt im Freiland gesammelter Kokons darstellt, nicht Anspruch auf große Genauigkeit machen, zumal die Parasitierung eine weitere Fehlerquelle darstellt. Immerhin scheint mir das von mir beobachtete Verhältnis 1 : 1,25 wahrscheinlicher. schon deshalb, weil es den Verhältnissen bei *Loph. pini* näherkommt (pini 1 : 1,2; Eliescu).

Bei weiterer Betrachtung der Klimogramme (Abb. 8, 9, 10) fällt noch das besonders niedrige Temperaturmittel für den September 1931 auf. Tatsächlich läßt sich für die erste Hälfte dieses Monats ein Kälteeinbruch mit Frühfrösten feststellen. Die Gegend von Schiefling hatte zu dieser Zeit sogar Schneefall. Diese Tatsache konnte zur Erklärung von beobachteten Unterschieden im Hundertsatz der überliegenden Kokons in Böden mit verschiedener Bodenflora herangezogen werden.

In einem etwa 25jähr. Bestande bei Schiefling, der im Sommer 1931 ziemlich stark befallen war, und der eine dichte Bodendecke, hauptsächlich aus *Calluna vulgaris* bestehend, aufwies, haben sich im Herbst 1931 etwa 70% der nicht parasitierten, im Boden eingesponnenen Kokonlarven zu Imagines weiterentwickelt. Sie schlüpften anfangs Oktober 1931 und legten reichlich Eier ab. Der Rest von etwa 30% überlag.

In einem Nachbarbestande (Abstand wenige 100 m), der dem vorerwähnten in Alter, Bestockung, Bonität, Befall im Sommer 1931 usw. völlig glich, dessen Boden aber durch Streunutzung im selben Jahre vollkommen bloß lag, waren nur wenige Kokons leer und rund 90% der gesunden (nichtparasitierten) Kokonlarven waren noch in den Kokons enthalten und überlagen bis zum Herbst 1932. Eier waren hier nur wenige und hauptsächlich am Bestandesrand zu finden.

Diese Verhältnisse konnten durch Vergleich der im August und im November festgestellten Parasitierungsprozente in den beiden Böden, sowie aus der Zahl der im Boden vorhandenen, deutlich erst vor kurzem von Imagines verlassenen Kokons einwandfrei festgestellt werden.

Man könnte den Vorgang etwa wie folgt erklären: Im September erfolgte im Kokon die Verpuppung und Weiterentwicklung bis zur schlüpfenden Wespe. Für diesen Vorgang ist die Einwirkung von Wärme in bestimmter Intensität und Dauer notwendig, das heißt die Temperatur der Umgebung (Boden) darf nicht auf längere Zeit unter einen bestimmten Kleinstwert absinken. Von den beiden Böden hat allem Anscheine nach der mit *Calluna* stark bestockte dieser Bedingung entsprochen, der kahle jedoch nicht.

Abb. 11 zeigt das Ergebnis von Bodentemperaturbeobachtungen, die anfangs November 1931 durch einige Tage in den beiden Beständen durchgeführt wurden. Es zeigt sich, daß in dieser Jahreszeit, die im allgemeinen ein Absinken der Lufttemperatur, Einstrahlung usw. mit sich bringt, der kahle Boden niedrigere Bodentemperaturen aufweist als der andere Boden, der durch seine dichte lebende Pflanzendecke den direkten Einwirkungen der Außentemperatur nicht so ausgesetzt ist. Die Abb. 11 zeigt, daß der Unterschied Werte bis zu 2,5° C annahm. Für einen plötzlichen Kälteeinbruch, wie im September 1931, ist aber das Auftreten von ganz wesentlich größeren Bodentemperaturdifferenzen zwischen den Böden der beiden Bestände sehr wahrscheinlich.

Der ungewöhnlich große Hundertsatz überliegender Kokonlarven kann also in diesem Falle als Folge von äußeren Einwirkungen, nämlich von seiten der Bodentemperatur, auf die Kokonlarve aufgefaßt werden.

Jedenfalls ist die Bodentemperatur im kahlen Boden so tief gesunken, daß die Verpuppung der im Boden liegenden *Loph.*-Larven unmöglich wurde, während die Böden in den anderen Beständen durch die lebende Bodendecke so weitgehenden Frostschutz erfuhren, daß die Verpuppung und das Schlüpfen normal vor sich gehen konnten.

Der Bestand mit dem kahlen Boden hatte ein relativ geringes Flächenausmaß und daher war ein Überfliegen von Wespen aus den Nachbarbeständen möglich. Darauf deutet auch die stärkere Eiablage an den Bestandesrändern hin.

Welche Folgen ein solches, durch Witterungsverhältnisse bedingtes, abnormales Überliegen haben kann, zeigt folgende Überlegung: Der Hauptparasit, *Exenterus cingulatorius*, wurde durch den Kälteeinbruch im September nicht berührt und kam daher im Juni 1932 normal zum Schlüpfen. Wären alle Bestände streugenutzt gewesen, hätte der Parasit keine oder nur äußerst wenige *Loph.*-Larven vorgefunden, da der Schädling zufolge der oben beschriebenen Einflüsse zu großem Teile erst ein Jahr später zum Schlüpfen gekommen wäre. *Exenterus cingulator*, wie auch die meisten übrigen beobachteten Parasiten, sind an *Lophyrus* als Wirt ge-

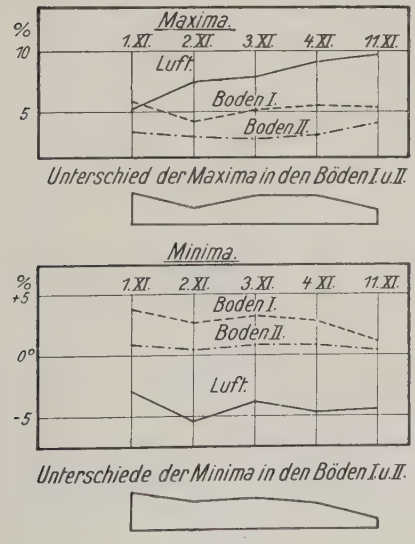


Abb. 11.
Extreme der Boden- und Lufttemperatur in zwei Beständen in der Nähe von Schiefling a. d. S. Boden I: mit Bodenflora (Calluna) dicht bestockt. Boden II: durch Streunutzung vollkommen kahl. Luftextremthermometer in 1 m Höhe über dem Boden. Boden-E.-Th. in 5 cm Tiefe. Beobachtungszeit: November 1931.

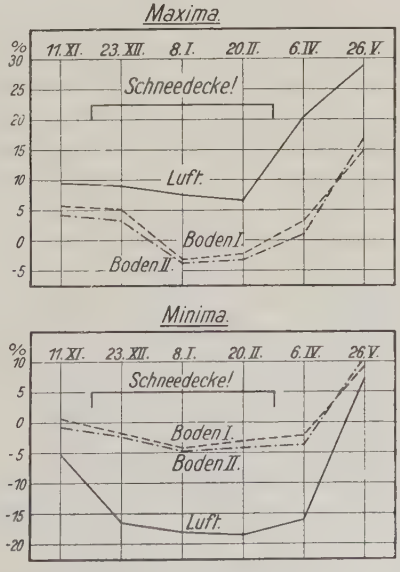


Abb. 12.
Extreme der Boden- und Lufttemperaturen in zwei Beständen in der Nähe von Schiefling a. d. S. i. K. Boden I: mit Bodenflora (hauptsächlich Calluna) dicht bestockt. Boden II: durch Streunutzung im selben Jahre völlig kahl. Luftextremthermometer in 1 m Höhe über dem Boden. Boden-E.-Th. in 5 cm Tiefe. Beobachtungen im Winterhalbjahr 1931|32.

bunden. Unter den gedachten Verhältnissen wäre ein starker Rückgang des gesamten Parasitenbestandes unausbleiblich gewesen. Selbstverständlich kann eine solche Erscheinung nicht ohne Rückwirkung auf den Verlauf der Kalamität im Sinne des Wegfalles eines hemmenden Faktors bleiben.

So weit die Schwierigkeit, geeignete und verläßliche Beobachter zu finden, es zuließ, wurden die Ablesungen der Luft- und Boden-Extremthermometer auch weiterhin fortgesetzt.

Abb. 12 zeigt eine Zusammenstellung der Ergebnisse dieser Beobachtungen. Daraus läßt sich folgendes ableiten: Die Extremtemperaturen des kahlen Bodens sind im Herbst tiefer, im Frühjahr höher als die, des mit üppiger Bodenflora bestockten Bodens. Die lebende Pflanzendecke des letzteren wirkt wie eine Isolierschicht gegenüber den Einwirkungen von außen.

Unter der Schneedecke verschwinden alle Unterschiede, und zwar verschwinden sowohl die Unterschiede zwischen

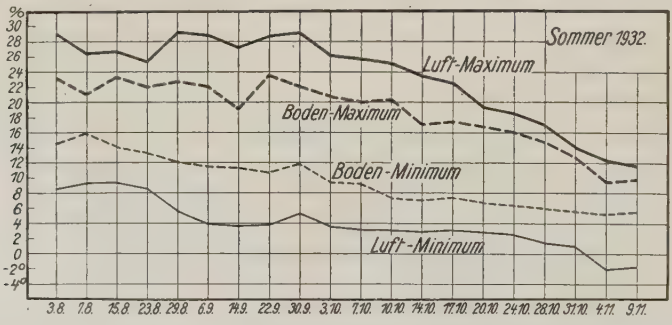


Abb. 13. Extreme der Luft- und Bodentemperaturen in einem 25jährigen Kieferbestande in der Nähe von Schiefling a. S. Luft-Extr.-Thermometer in 1 m über dem Boden. Boden-Extr.-Thermometer in 5 cm Tiefe. Boden schwach mit *Calluna* bestockt.

kahlem und mit Bodenflora bestocktem Boden, als auch die doch immerhin beträchtlichen Unterschiede zwischen den Maxima- und Minimawerten für ein und denselben Boden.

Zur Zeit der Schneeschmelze (hier Anfang April) ist der kahle Boden etwas kühler. Es konnte auch beobachtet werden, daß der kahle Boden etwas später (um 1 bis 2 Tage) schneefrei wurde. Diese Tatsache mag wohl darauf zurückzuführen sein, daß die Schneedecke über dem mit *Calluna*, *Vaccinium* usw. dicht bestockten Boden eine größere Oberfläche hatte, als über dem glatten, streugenutzten Boden des anderen Bestandes.

Der Vollständigkeit halber sei noch Abb. 13 beigefügt. Sie gibt Aufschluß über die Boden- und Lufttemperaturverhältnisse in der Zeit von Juli bis November. Die Beobachtungen wurden im gleichen Bestande durchgeführt, wie die oben erwähnten Messungen, jedoch nur mit einem Bodenextremthermometer, das an einer vor 2—3 Jahren streugenutzten und daher schwach mit Bodenflora bestockten Stelle eingebaut war.

Das Graphikon gibt Aufschluß darüber, welchen Temperaturbedingungen das Insekt während der Larvenruhe und der darauf folgenden Verpuppung im Sommer und Herbst 1932 in Schiefling ausgesetzt war.

Eine neuerliche Begehung des Befallsgebietes im Herbst 1933 führte zu der Feststellung, daß im Frühjahr 1933 kein nennenswerter Fraß mehr stattgefunden hat. Der starke Rückgang der Kalamität im Jahre 1932 und die für das Insekt sicher ungünstigen Witterungsverhältnisse im Frühjahr 1933 hatte dies auch erwarten lassen.

Die folgende Tabelle gestattet einen Rückschluß auf die Witterungsverhältnisse im Befallsgebiete im Frühjahr 1933 (Daten v. Klagenfurt).

		Monats-temperaturmittel	Monats-niederschlag
April	langjähriges Mittel	7,8°	66 mm
	1933	8,4°	34 mm
Mai	langjähriges Mittel	12,7°	97 mm
	1933	12,4°	164 mm
Juni	langjähriges Mittel	16,3°	107 mm
	1933	14,9°	106 mm

Im Vergleich zum langjährigen Mittel erwies sich demnach der April 1933 als wärmer und niederschlagsärmer, während die Niederschläge im Mai 1933 sehr hoch und im Juni normal waren.

Junglarven von *Lophyrus sertifer* Geoffr., die durch das warme und trockene Wetter im April sicher früh zum Schlüpfen gekommen waren, fanden demnach im Mai äußerst ungünstige Witterungsverhältnisse vor, die den letzten Anstoß für den gänzlichen Zusammenbruch der Übervermehrung in Südkärnten gegeben haben mögen.

II. Die in Kärnten beobachtete Lebensgemeinschaft von Lophyrus sertifer.

Vorkommen und Massenauftreten von *Lophyrus sertifer* Geoffr. sind, wie erwähnt, aus vielen untereinander sehr verschiedenen Gegenden, an verschiedenen Holzarten usw. bekannt, dementsprechend ist auch der Lebensverein des Schädlings je nach Klima und sonstiger Verfassung des Wohnraumes ein verschiedener. Im Folgenden sollen die in Südkärnten in den Jahren 1931/32 beobachteten Verhältnisse geschildert werden.

Für Ei-[1]) und Freßstadien[2]) konnten in Kärnten weder Räuber noch

[1]) Krause (12) hat einen Eiparasiten beschrieben, doch handelt es sich nach seiner Beschreibung dabei jedenfalls nicht um *Lophyrus rufus* (sertifer) als Wirt. An dem eingangs erwähnten kleinen Vorkommen von *Loph. sertifer* in Wien (Pötzleinsdorfer Friedhof) konnte ich das Auftreten eines (anderen) Eiparasiten feststellen, der im Anhang zu diesem Kapitel Erwähnung finden soll.

[2]) Ein einziges Mal konnte an einer Afterraupe ein Ei nach Art der Tryphon-Eier (vgl. Abb. in Schulze 24) festgestellt werden. Vielleicht handelt es sich um *Torocampus eques* (?), Weiterzucht war nicht möglich. Die Larven von *Microplecton fuscipennis* mögen wohl auch schon an Freßstadien schmarotzen, Imagines dieses Chalcidiers konnten jedoch nur aus Kokonmaterial gezogen werden.

Parasiten festgestellt werden, obwohl im Schrifttum zahlreiche Feinde angegeben werden (vgl. Hartig 9). Als Räuber kommen vielleicht bestimmte, häufig im Befallsgebiet beobachtete Kamelhalsfliegen in Frage, doch konnten diesbezügliche Feststellungen nicht gemacht werden. Auch das fertige Insekt dürfte wegen seiner relativ kurzen Lebensdauer von Feinden (Vögeln) kaum allzusehr gefährdet sein. Sämtliche an Material aus Südkärnten im Laufe dieser Untersuchungen beobachteten Parasiten wurden am Einspinnstadium festgestellt, bezw. aus dem Kokon gezogen.

Es handelt sich nun bei diesen Parasiten in weitaus den meisten Fällen um Schlupfwespen, die als Außenparasiten an den *Lophyrus*larven in deren Kokons zu finden sind. Die Eiablage der einzelnen Schlupfwespen erfolgt verschieden und soll, soweit sie beobachtet werden konnte, bei Besprechung der einzelnen Arten beschrieben werden. Die aus den Eiern geschlüpften Larven beginnen am Wirt zu saugen, indem sie anfangs nur Säfte aufnehmen, später jedoch auch Fettkörper, Muskelsubstanz usw. des Wirtes verzehren, von dem zuletzt nur mehr die Haut und die Kopfkapsel übrig bleiben. Hierauf spinnt sich die Schlupfwespenlarve innerhalb des *Lophyrus*kokons ein. Das Gespinst ist je nach der Art des Parasiten verschieden und konnte als Bestimmungsmerkmal für die Parasitenlarven herangezogen werden. Im Gespinst bleibt die Larve liegen und schreitet erst einige Zeit vor dem Schlüpfen zur Verpuppung. Das Schlüpfen erfolgt durch ein kreisrundes Loch, das in den Kokon gebissen wird. Dieses Loch sitzt meist an der Spitze des Kokons, seltener seitlich, es ist immer kleiner als die Öffnung, die beim Schlüpfen der Blattwespe entsteht, auch wird nie ein Deckel weggeschnitten wie bei der Blattwespe, so daß man noch am bereits verlassenen Kokon sehen kann, ob er von einer Schlupfwespe oder von einer Blattwespe verlassen wurde.

Bei den gezogenen Chalcidiern und Dipteren geht der Entwicklungsablauf anders vor sich.

Auch verpilzte Kokons wurden nicht selten gefunden, und zwar konnten zwei *Isaria*-sp. und ein *Fusarium* festgestellt werden. Eine genaue Bestimmung war nicht möglich.

Ein deutlicher Zusammenhang konnte zwischen Bodenflora und Parasitierungs- bezw. Verpilzungsprozent beobachtet werden. Die folgende Zusammenstellung enthält Werte, die im Herbst 1931 im Befallsgebiet bei Schiefling a. S. festgestellt wurden.

Fläche	Boden	Bestandesalter	Parasitierungsprozent der Kokonlarven	Verpilzungsprozent der Kokonlarven
1.	fast kahl	25—30jährig	50	5
2.	schwach mit Bodenflora bestockt	30jährig	75	0
3.	mit Bodenflora bestockt . . .	25—30jährig	30	7
4.	dicht mit Bodenflora bestockt .	25—35jährig	30	20
(5.	vergrast	50jährig	0	55)

(Die ersten 4 Werte sind Mittelwerte aus mehreren Probeflächen desselben Charakters.)

Allgemein ergab sich daraus: Je dichter die lebende Bodendecke im allgemeinen war, um so größer war die Verpilzung und um so geringer die Parasitierung des Kokonstadiums.

Als Durchschnitt für das gesamte Befallsgebiet von Schiefling a. S. ergaben sich folgende Zahlen für gesammelte Kokons:

	Parasitierungsprozent	Verpilzungsprozent	Sonst tot %	Daher gesund %
Schiefling { Herbst 1931[1])	49	7	2	42
Schiefling { Herbst 1932[2])	89	6	3	2
Ruden, Herbst 1932[3])	75	7	2	14

Das Auftreten von *Lophyrus sertifer* in Schiefling wurde leider erst 1931 bekannt, so daß über die vorhergegangene Entwicklung der Kalamität und der Parasitierung nichts ausgesagt werden kann, jedoch stellt nach obigen Zahlen das Auftreten der Schlupfwespen einen Faktor dar, der die Fortentwicklung einer Übervermehrung des Schädlings recht wesentlich beeinflussen kann.

Der gesamte Parasitenstand[4]) setzte sich zusammen aus:

Exenterus cingulatorius Holmgr. 55%
Exenterus oriolus Hart.. . . . . 17 „
Torocampus eques Htg. . . . . 1 „
Torocampus eques var. *aterrima* Fahringer . . 1 „
Spilocryptus nubeculatus Grav. . . . . 25 „

Alle anderen noch festgestellten Parasiten sind recht selten und konnten nur in wenigen Stücken gefunden werden.

Die oben angeführten Hundertsätze (% der Gesamtparasitierung) waren in allen untersuchten Befallsgebieten und Probeflächen annähernd gleich.

Je 100 Kokons enthielten daher in:

	Schiefling a. d. S.		Ruden
	1931	1932	1932
Lophyrus sertifer, gesund	42	2	14
Exenterus cingulatorius	28	49	43
Excenterus oriolus	8	15	13
Torocampus eques	1	2	2
Spilocryptus nubeculatus	12	23	19
Verpilzte Larven	7	6	6
Tote *Lophyrus*larven	1	3	3

[1]) 350 untersuchte und 1400 gezogene Kokons.
[2]) 420 untersuchte und 40 gezogene Kokons.
[3]) 600 untersuchte und 300 gezogene Kokons.
[4]) Für die freundliche Bestimmung sämtlicher Parasiten bin ich Herrn Dir. Prof. Dr. F. Fahringer, Wien, sehr zu Dank verpflichtet.

Bevor auf die einzelnen Parasiten genauer eingegangen wird, soll noch einiges über den allgemeinen Bau der beobachteten Schlupfwespenlarven gesagt werden.

Die Schlupfwespenlarven zeigen meist in ihren verschiedenen Stadien recht voneinander abweichende Körperformen. Immer besteht der Körper aus Kopf und 13 Körperringen. Im Verhältnis zur ganzen Körpergröße ist meist der Kopf im ersten Stadium viel größer als in den folgenden Stadien. Mit Ausnahme des Kopfes ist meist die Haut des ganzen Körpers mit Verruken besetzt, die bei verschiedenen Arten häufig auch verschiedene Formen aufweisen. Die Jungstadien nehmen wohl ausschließlich flüssige Nahrung auf, dementsprechend sind ihre Mundwerkzeuge auch als ausgesprochen saugende zu bezeichnen. Chitinisiert sind nur die Mandibeln und ein einfaches Stützgerüst für dieselben. In den späteren, insbesondere letzten Stadien, werden auch festere Substanzen, wie Fettkörper, Muskelsubstanz usw. des Wirtes aufgenommen, dementsprechend zeigen die Mundwerkzeuge dieser Stadien einen festeren und auch reicher gegliederten Aufbau. Die Art der Nahrungsaufnahme ist im wesentlichen immer noch ein Saugen, daher sind die der Mundöffnung zugewendeten Seiten der Mundteile mit Ausnahme der Mandibeln, häutig und elastisch, um ein dichtes Anlegen des Mundes an den Wirt nach Art eines Saugnapfes zu ermöglichen. Die der Mundöffnung abgewendeten Seiten der Mundteile zeigen jedoch Chitinversteifungen, die dem Ganzen die nötige Festigkeit verleihen.

Der Bau des Chitingerüstes soll an Hand von Abb. 16 kurz geschildert werden. Ein chitinisierter Bogen (a) umfaßt einen Teil, der wohl als Oberlippe angesprochen werden kann. Ein ebensolcher (b) stellt ihm gegenüber an der Unterseite der Mundöffnung die äußere Umrandung des Labiums dar. Je 2 weitere Äste (c, d) umschließen die Maxillen. Ein Fortsatz (f) des Astes (c) dient zur Aussteifung der Maxille. An je 2 Einlenkstellen von (a) sind die Mandibeln gelenkig eingefügt. Letztere liegen etwas in den Mund eingesenkt und sind bei normaler Lage mit geschlossenem Mund nicht sichtbar. Sie können meist etwas schräg nach aufwärts herausgeschwenkt werden. Dies ist meist so weit möglich, bis die Mandibelspitzen aus den Mundwinkeln senkrecht heraus dem Beschauer entgegenragen. Die Mandibeln dienen dazu, die Haut des Wirtes zu durchstoßen und ein Ansaugen des Parasiten an den Wirt zu ermöglichen. In dem späteren Stadium werden die Mandibeln aber auch dazu benützt, mit der eben beschriebenen Schwenkbewegung festere Nahrungsteile in den Schlund des Parasiten zu befördern.

Fast immer treten bei Schlupfwespenlarven an den Mundwerkzeugen 4 große Papillen auf, die etwas erhaben sind und meist eine deutliche Unterteilung in zwei Felder aufweisen. Diese Organe wurden schon öfter beobachtet und beschrieben, ihre Deutung als Labial- bezw. Maxillarpalpen ist naheliegend.

Wesentlich kleinere Papillen mit und ohne Sinneshaaren treten sehr häufig auf und zeigen auf den Mundteilen und in nächster Nähe derselben meist streng symmetrische Anordnung. Sie sind für eine und dieselbe Spezies und für dasselbe Larvenstadium in ihrer Zahl und Anordnung charakteristisch und ihr Vorhandensein und ihre Verteilung können daher neben dem Bau der Mandibel als Bestimmungsmerkmale für Schlupfwespenlarven verwendet werden.

Im folgenden sollen die gezogenen Parasiten und Überparasiten einzeln aufgeführt, bezw. beschrieben werden.

Ichneumonidae.

Exenterus cingulatorius Holmgr.

Diese Schlupfwespe (25, 29), die bei der Übervermehrung in Kärnten die Rolle des Hauptparasiten spielte, ist ein ausgesprochener *Lophyrus*-Spezialist. Flug und Eiablage fallen zeitlich genau mit dem Einspinnstadium von *Lophyrus sertifer* zusammen und eingesponnene *Exenterus*-larven lassen sich zu einer anderen Zeit als Ende Juni, Anfang Juli in keiner Weise zur Verpuppung und zum Schlüpfen bringen.

Anläßlich der Thermostatversuche mit *Lophyrus*-Eiern wurden, zusammen mit den Eiern auch Kokons in die dort verwendeten Petrischalen eingebracht und dort denselben Feuchtigkeits- und Temperaturverhältnissen ausgesetzt wie die Eier. Von diesen Kokons, die im Herbst in Schiefling gesammelt worden waren, enthielten dem Parasitierungsprozent entsprechend rund die Hälfte eingesponnene Parasiten der verschiedenen vorerwähnten Arten, von denen natürlich *Exenterus cingulatorius* zahlenmäßig am häufigsten vertreten war. Es war den ganzen Winter hindurch nicht möglich, *Exenterus cing.* zum Schlüpfen zu bringen, während *Spilocryptus*-Imagines mehrfach aus den mittleren und tiefen (+ 2°, + 12°, + 21°) Temperaturstufen erhalten werden konnten.

In der 39°-Stufe und in der 33°-Stufe waren *Lophyrus*larven und Parasiten schon nach wenigen Tagen abgestorben, wobei die Parasiten noch schneller abzusterben scheinen als der Wirt.

Die angewandten tiefen Temperaturen (— 2° bis — 20° C) erwiesen sich als ohne Einfluß auf Kokonlarve und Parasiten. Es erfolgte weder Abtötung noch Entwicklung.

In den übrigen Temperaturstufen (+ 2°, + 12°, + 21°) blieben *Lophyrus*-larven und Parasiten am Leben, wobei ein Einfluß der relativen Luftfeuchtigkeit nicht beobachtet werden konnte.

Das Eistadium. Das Ei (Abb. 14) zeigt lichtgraue Färbung, ähnlich der Hauptfarbe des Wirtes, seine Oberfläche ist schwach gekörnt, die mittlere Länge beträgt 0,08 mm.

Die Eier werden in die Haut des Wirtes, knapp vor dessen Einspinnen derart abgelegt, daß sie zur Hälfte versenkt erscheinen. Rings um das

Ei bildet sich eine dunkelbraune bis schwarze Mißbildung bis zur Breite des Eies selbst.

Die Eiablage erfolgt auf den Rücken des Wirtes, meist etwas hinter der Körpermitte desselben und häufig etwas seitlich. In der Regel sind ein bis zwei Eier an einem Wirte zu finden, doch kann die Zahl der Eier bis 5 steigen. Von den aus diesen Eiern schlüpfenden Larven entwickelt sich aber immer nur eine weiter.

Wenn mehrere Larven an einem Wirt vorhanden sind, dann scheint Kannibalismus aufzutreten, bis nur mehr eine übrig ist. In einem Falle konnte sogar eine eingesponnene, auffallend kleine Larve neben Hautresten im Gespinst einer anderen, schon eingesponnen gewesenen *Exenterus*-Larve gefunden werden.

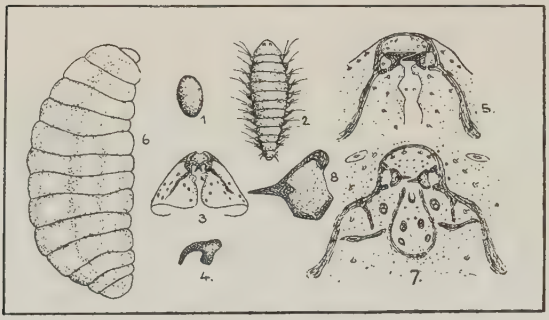


Abb. 14. *Exenterus cingulatorius* Holm.
1. Ei (60×). 2. Junglarve (60×). 3. Kopf derselben (30×). 4. Mandibel der Junglarve (50×). 5. Mundwerkzeug eines mittleren Larvenstadiums. 6. Vollwüchsige Larve (5×). 7. Mundwerkzeuge derselben (30×). 8. Mandibel der vollwüchsigen Larve (100×).

Larvenstadien. Die aus dem Ei geschlüpfte Larve durchläuft eine Reihe von Häutungsstadien (mindestens 4, wahrscheinlich jedoch mehr) wobei sich das erste Stadium als „Wanderstadium" von allen späteren grundlegend unterscheidet.

Die Larve des ersten Stadiums hat eine mittlere Länge von 0,35 mm, sie ist dorsiventral abgeplattet und trägt seitlich lange Haare, die wohl als Fortbewegungsorgane aufzufassen sind. Der ganze Körper mit Ausnahme des Kopfes ist gleichmäßig mit Verruken besetzt. Die Farbe ist gelblichweiß. Der Kopf trägt an der Oberseite die eingliedrigen Fühler. Die Mandibeln sind kräftig ausgebildet, die übrigen Mundteile nur schwach angedeutet. Die erwähnten Labial- bezw. Maxillarpalpen fehlen in diesem Stadium, sonstige Sinnesorgane sind zahlreich.

Die erste Häutung führt zur Sekundärlarve, die denselben Bau zeigt wie die späteren Larvenstadien (Abb. 14). Die Behaarung ist verlorengegangen, der Kopf ist im Verhältnis zum Körper viel kleiner als im Jungstadium und verliert immer mehr die anfängliche Form.

Abb. 14, Fig. 5 zeigt die Mundwerkzeuge eines mittleren Larvenstadiums (etwa nach der 3. Häutung). Die Mandibeln zeigen Formen, die denen der vollwüchsigen Larve ähnlich sind. Das Chitingerüst erinnert aber noch mehr an das Primärstadium, ebenso die Anordnung der Papillen. Die Haut ist mit auffallend spitzen Verruken besetzt, die Färbung der Larve ist gelblichweiß.

Wenn die Nährstoffe, die der Wirt bietet, vollständig aufgebraucht sind, dann spinnt sich die nunmehr vollwüchsige Larve in ein weißes seidiges und lockeres Gespinst ein.

Die Einspinnlarve ist gelblichweiß, am Rücken scheint der bläulichschwarze Darm durch. Der Kopf ist glänzend, der übrige Körper stark mit spitzen Verruken besetzt. Die Mundwerkzeuge sind dunkelbraun und in der Bauchansicht deutlich sichtbar.

Die Mundwerkzeuge des Einspinnstadiums entsprechen in ihrem Aufbau den von Schimitschek (21) dargestellten Schlupfwespenmundwerkzeugen.

Die Mandibeln sind kräftig, ohne besondere Bezahnung, die dornartig vorgezogenen Spitzen und die Einlenkstellen, sowie der nach innen zugekehrte Rand sind stark chitinisiert. Das Chitingerüst ist kräftig ausgebildet, die zahlreichen Papillen zeigen streng symmetrische Anordnung. Die Fühler sind eingliedrig und kurz.

Die Larve besitzt beiderseitig neun Stigmen.

Das Einspinnstadium wird meist schon früh im Herbst erreicht. Die Larve bleibt so über den Winter liegen und schreitet erst im Mai des folgenden Jahres zur Verpuppung. Schlüpfen und Flug erfolgen gleichzeitig mit dem Erscheinen des Einspinnstadiums des Wirtes.

Die Wespe, wie alle noch zu erwähnenden Ichneumoniden, ist bei Schmiedeknecht (25) so genau beschrieben, daß sich hier eine Beschreibung der Imago erübrigt.

Schmiedeknecht gibt die Körperlänge der Imago mit 8–9 mm an, ich fand Körperlängen von 6,8—10,3 mm. Es zeigte sich, daß unabhängig vom Geschlecht zwei verschiedene Größentypen auftraten, deren mittlere Körperlängen sich mit 7,7 und 9,2 mm ergaben.

Von 100 Stück gehören 47 der kleineren und 53 der größeren Type an. Dieser Unterschied ist auf die verschiedene Größe der ♂ und ♀ Wirtstiere zurückzuführen, es läßt sich demnach mit ziemlicher Sicherheit noch nach der Größe der fertigen Schlupfwespe angeben, ob sie aus einem ♂ oder einem ♀ Wirte stammt.

Abb. 15. Mittlere Larvenstadien von *Exenterus cingulator* Holm. (3,5×.)

Exenterus oriolus Hart.

Diese Schlupfwespe trat verhältnismäßig selten auf, ihre Larve konnte daher nicht festgestellt werden. Das Gespinst des Einspinnstadiums ist weiß und zeigt keine Unterschiede gegenüber *Exenterus cingulatorius*.

Ähnlich wie bei *Ex. cing.* lassen sich auch hier zwei Größentypen unterscheiden, deren mittlere Körperlängen mit 7,9 und 9,3 mm gegeben sind. Von 100 Stück gehörten

jedoch nur 11 der kleineren Type an. Diese Tatsache läßt im Zusammenhang mit der Beobachtung, daß *Ex. oriolus* stets einige Zeit (etwa 14 Tage) später schlüpfte als *Ex. cing.*, den Schluß zu, daß *Ex. oriolus* hauptsächlich als Parasit der weiblichen Larven von *Lophyrus sertifer* aufgetreten ist.

Die Wirksamkeit eines Parasitensauftretens ist natürlich unter sonst gleichen Bedingungen dann höher, wenn der Parasit nur bei einem Geschlechte (und insbesondere am ♀!) des Wirtes auftritt. Es läßt sich jedoch nicht angeben, ob diese anläßlich des Massenauftretens in Kärnten beobachteten Verhältnisse eine Ausnahme darstellen oder ob sie tatsächlich die Regel bilden.

Torocampus eques Htg.

Diese Schlupfwespe (25, 27, 29) ist im Schrifttum von jeher als Parasit von *Lophyrus sertifer* und seltener *L. pini* beschrieben. Im vorliegenden Falle war sie recht selten. Sie schlüpft im Mai—Juni und konnte zu anderen Jahreszeiten nicht beobachtet werden. Die Eiablage erfolgt wahrscheinlich während der Freßstadien des Wirtes an die Haut desselben. Die Entwicklung der Schlupfwespe erfolgt jedoch erst im Kokon des Wirtes.

Torocampus eques, var. aterrima Fahringer.

Diese schon von Schmiedeknecht erwähnte Abart ist durch den fast schwarzen Hinterleib von der Stammform verschieden. Beide Formen waren in ganz gleichem Hundertsatz im beobachteten Parasitenbestande der Übervermehrung in Kärnten vertreten.

Lophyroplectus luteator Thunbg.

Diese Schlupfwespe ist schon lange als Parasit von *Lophyrus sertifer* bekannt (25, 29). Sie ist sehr selten und konnte auch im vorliegenden Falle nur in ganz wenigen Exemplaren gezogen werden.

Spilocryptus nubeculatus Grav.

Spilocryptus nubeculatus, bisher als Parasit von *Lophyrus pini* bekannt, stellte bei der Übervermehrung von *Lophyrus sertifer* in Südkärnten neben *Ex. cingulatorius* den häufigsten Parasiten dar.

Flug und Eiablage sind zum Unterschied von *Exenterus* nicht an einen bestimmten Zeitpunkt gebunden, sondern die Eiablage erfolgt durch den Kokon des Wirtes, ist also von Juni bis September möglich.

An anderer Stelle wurde bereits erwähnt, daß *Spilocryptus* auch während der Wintermonate zum Schlüpfen zu bringen ist.

Eistadium. Das Ei (Abb. 16, Fig. 1) zeigt längliche Form und weiße Färbung, seine Oberfläche ist glatt, die mittlere Länge beträgt 1,22 mm.

Die Eier werden mit dem Legestachel des ♀ durch den Kokon des Wirtes hindurch lose an dessen Haut abgelegt. Meist läßt sich an solchen Kokons auch später noch ein feines Loch feststellen, das von der Eiablage herrührt. Mißbildungen an der Haut des Wirtes treten nicht auf.

In einigen Fällen konnten Eier und Junglarven von *Spilocryptus* auf eingesponnenen *Exenterus*larven festgestellt werden, doch konnte

eine Weiterentwicklung nicht nachgewiesen werden. Immerhin ist die Möglichkeit eines gelegentlichen Auftretens von *Spilocryptus* als Überparasit nicht von vornherein von der Hand zu weisen.

Larvenstadien. Wenige Tage (3—7) nach der Eiablage schlüpft die Junglarve (Abb. 16, Fig. 2), ihre mittlere Länge beträgt 1,6 mm. Die Färbung ist gelblichweiß, der Körper mit Ausnahme des Kopfes ist mit Verruken besetzt. Die Fühler sind auffallend groß, der Körper walzenförmig. Die Mundwerkzeuge der Primärlarve (Abb. 16, Fig. 3) bestehen aus ziemlich stark chitinisierten Mandibeln und einem sehr einfachen Chitinskelett. Die Mandibeln zeigen ziemlich scharfe Spitzen und sind ohne jede Zähnung. Eine Reihe von Papillen, von denen ein Großteil Sinneshaare trägt, zeigt streng symmetrische Anordnung.

Auch hier wird die Nahrungsaufnahme so lange fortgesetzt, bis von dem Wirte nur mehr Haut und Kopfkapsel übrig bleiben. Im Verlaufe des Wachstums erfolgen mehrere Häutungen, bis sich die vollwüchsige Larve in ein seidiges, schwarzgraues, lockeres Gespinst, das wesentlich fester ist, als bei *Exenterus*, einspinnt. In diesem Gespinst bleibt sie liegen bis zur Verpuppung.

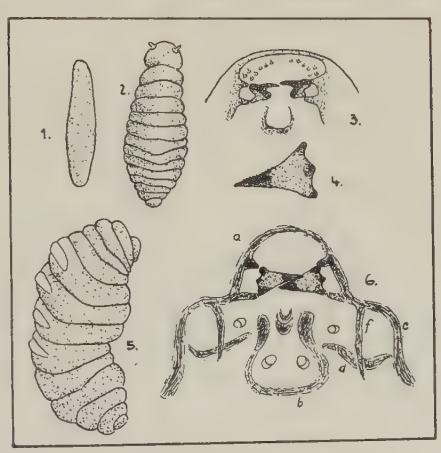


Abb. 16. *Spilocryptus nubeculatus* Grav.
1. Ei (15×). 2. Junglarve (15×). 3. Mundwerkzeuge der Junglarve (190×). 4. Mandibel des Einspinnstadiums. 5. Einspinnlarve (4,5×). 6. Mundwerkzeuge derselben (190×).

Die vollwüchsige Larve (Abb. 16, Fig. 5) erreicht eine Länge von 7—8 mm, sie ist weiß, mit einem Stich ins Bräunliche. Kopf und Körperende glänzend, der ganze übrige Körper mit Verruken gleichmäßig besetzt, mit Ausnahme von schmalen Wülsten auf den Rückenfalten, die glatt und glänzend sind. Die Verruken zeigen wesentlich andere Form als bei *Exenterus*, hier sind es runde Hautausstülpungen, während sie bei *Exenterus* ziemlich spitz erscheinen. Der Darm ist lichtbraun und durch die Rückenseite der Larve schwach durchscheinend.

Die Mundwerkzeuge sind von denen des Jungstadiums sehr verschieden. Die sehr kräftigen Mandibeln zeigen Dreiecksform, ihre stark chitinisierten Spitzen sind fein gezähnt. Das Chitingerüst ist sehr kräftig ausgebildet und stark chitinisiert. Die Fühler sind eingliedrig und ziemlich groß. Der Kopf ist an sonstigen Sinnesorganen arm.

Schlüpfen und Flug erstrecken sich über die ganze Vegetationsperiode, wenn auch weitaus die meisten Exemplare dieser Art im Juni fliegen. Die Eiablage erfolgt zumeist im Boden.

Die Körperlänge der Imago schwankt zwischen 5,9 und 9,1 mm beim ♂ und 6,1 bis 9,2 beim ♀. Die entsprechenden Mittelzahlen sind: 6,7 u. 8,4 bezw. 6,8 u. 8,45 mm. Von 100 Stück gehörten 47 der kleineren und 53 der größeren Type an.

Microcryptus basizionius Grav.

Diese Art war bisher als Parasit von *Lophyrus pini* L. bekannt. Aus *Lophyrus sertifer* konnte sie nur in wenigen Stücken gezogen werden. Das Gespinst ist weiß, ähnlich dem von *Exenterus*. Es handelt sich auch hier um einen Parasiten des Kokonstadiums.

Hemiteles castaneus Taschenbg. var. Bridgman.

Bisher aus *Trichosoma betuleti*, *Clavellaria amerinae*, *Chrysopa* und *Lophyrus pini* gezogen. Ich erhielt die Schlupfwespe in wenigen Stücken aus Kokonmaterial von *Loph. sertifer*, das aus Schiefling und Ruden stammte.

Hemiteles castaneus schmarotze, soweit sich der Wirt feststellen ließ, als Überparasit an der *Exenterus*larve. Die Verpuppung erfolgt in einem seidigen, ziemlich dichten Gespinst, das aus mehreren flaumigen Schichten besteht und meist licht-rosarot gefärbt erscheint. Dieses Gespinst war neben Resten der *Lophyrus*larve und der *Exenterus*larve im Kokon zu finden.

Die Larve ist dorsiventral abgeplattet. Die Länge verhält sich zur größten Breite wie 1,75 zu 1. Der mittlere Teil des Körpers (3.—7. Ring) ist seitlich verbreitert. Die Farbe ist weiß, am Rücken und am Bauch scheint der schwarzblaue Darm etwas durch. Die Körperlänge beträgt etwa 4 mm. Der ganze Körper mit Ausnahme des Kopfes ist mit Verruken, die in ihrer Form an die der *Spilocryptus*-Larve erinnern, besetzt. Einzelne Körperringe, besonders um Kopf und After tragen wenige, feine Borsten. Die Larve zeigt beiderseits je 9 Stigmen.

Abb. 17. Mandibel der vollwüchsigen Larve von *Hemiteles castaneus* Taschenberg. (125 ×.)

Die Fühler sind ziemlich groß. Die Mundwerkzeuge zeigen den normalen Bau und sind überaus reich an Sinnesorganen. Die Mandibeln (Abb. 17) sind kräftig chitinisiert, sehr spitz und tragen an der oberen Kante Borsten.

Hemiteles inimicus Grav.

Ein Wirt war für diese Schlupfwespe bisher nicht angegeben. Sie wurde in wenigen Stücken aus Kokonmaterial von *Lophyrus sertifer* aus Schiefling und Ruden gezogen. *Hemiteles inimicus* wurde ausnahmslos als Überparasit von *Exenterus* festgestellt.

Die Larve (Einspinnstadium) ist vom dritten Ring an seitlich verbreitert. Die Farbe ist gelblichweiß, der Darm braun und am Rücken und Bauch etwas durchscheinend. Die Körperlänge beträgt etwa 4—6 mm. Der ganze Körper mit Ausnahme des Kopfes ist ziemlich dicht mit Verruken besetzt. Die Larve zeigt beiderseits je 9 Stigmen.

Die Mundwerkzeuge sind sehr kräftig und reich an Sinnesorganen. Die Mandibeln (Abb. 18) sind sehr spitzig und tragen an der oberen Kante Zähne.

Das Gespinst, in dem die vollwüchsige Larve liegt, ist ziemlich stark und lichtocker gefärbt.

Die Larven von *Hemiteles castaneus* und *inimicus* sind an der Farbe des Darmes, am Bau der Mandibeln und an der Anordnung der Papillen an den Mundwerkzeugen leicht voneinander zu unterscheiden.

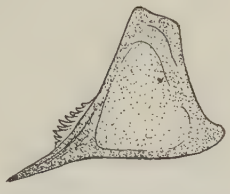


Abb. 18. Mandibel der vollwüchsigen Larve von *Hemiteles inimicus* Grav. (250 ×.)

Die wichtigsten Merkmale der hier beschriebenen Ichneumonidenlarven. (Einspinnstadium.)

	Gespinst	Darm	Verruken	Mandibel	Kl. Papillen an den Mundteilen[1])		
					Ol.	Mx.	L.
Exenterus cingulatorius	weiß seidig dünn	schwarz	spitz	ungezähnt zugespitzt	16	1	4
Spilocryptus nubeculatus	schwarz dünn	braun	rund	gezähnt	—	—	—
Hemiteles castaneus	hellrosa sehr dicht	schwarz	rund	gezähnt	10	6	4
Hemiteles inimicus	lichtocker sehr fest	braun	rund	stark gezähnt	12	4	4

Braconidae.

Meteorus lophyriphagus Fahringer.

Dieser bisher unbekannte Braconide wurde im Juni 1932 in einem ♀ Exemplar aus *Lophyrus sertifer* Geoffr. gezogen. (Kokonmaterial aus Rinkendorf bei Bleiberg i. K.)

Dr. Fahringer stellt folgende Beschreibung auf: „Kopf quer, hinter den Augen verengt, glatt, glänzend. Stirne flach mit Mittelrinne. Gesicht an den Seiten weißlich behaart. Schläfen schmäler als die Augenbreite. Wangen ziemlich kurz. Fühler ca. 35gliedrig, von Körperlänge. Schaft fast zylindrisch, kaum dicker als die Geißelglieder, zweimal so lang, wie breit. Thorax fast glatt, das Mesonotum hinten in der Mitte ziemlich fein gerunzelt, überdies mit Spur eines vor dem Schildchen etwas deutlicher werdenden Längskieles. Notauli deutlich crenuliert. Pleuren glatt. Sternauli als eine S-förmig gekrümmte crenulierte Furche angedeutet. Flügel vom Typus der Gattung. Im Vorderflügel ist der Nervulus interstitial (Subinterstitial). Im Hinterflügel ist die Radialzelle ungefähr in der Mitte etwas eingeschnürt, aber ohne Querader. Beine lang und schlank. Die Sporne an den Schienenspitzen sind sehr kurz. Mediansegment ge-

[1]) Außer den Labial- und Maxillarpalpen.

runzelt, matt, ohne Felderung. Hinterleib langgestielt, lanzettlich. Petiolus mit deutlichen Rückengrübchen wie das ganze Tergit fein längsgestreift. Die folgenden Tergite sind glatt und glänzend. Bohrer von Hinterleibslänge. Länge 6 mm.

Abb. 19. *Meteorus lophyriphagus* Fahringer. ♀. (Type in der Sammlung d. Lehrk. f. Forstsch. an der Hochschule f. Bodenkultur in Wien.)

Schwarz: Kopf (ausgenommen sind Mandibelspitzen, Augen, Fühler und Ocellenfleck), Prothorax zum Teil, Beine einschließlich der Hüften und Basis des zweiten Tergites rotgelb. Der übrige Hinterleib mehr pechbraun. Hinterschienen und -Tarsenglieder der Beine leicht angeräuchert. Prothorax zum Teil leicht verdunkelt (braun). Fühlerschaft größtenteils gelbrot. Flügel hyalin, Stigmen schwärzlich. Parasit auf *Lophyrus sertifer* Geoffr.

Habituell dem *M. melanosticus* Capron nahestehend. Jedoch hat diese Art weniger Fühlerglieder, dunklere Färbung und andere Skulptur des Mediansegmentes."

Die Verpuppung von *Meteorus lophyriphagus* (Abb. 19) erfolgt in einem weißlichen, durchsichtigen, glatten Tönnchen innerhalb des Wirtskokons.

Chalcidiae.

Microplectron fuscipennis Zelt.

Dieser bei Ratzeburg (17) als *Eulophus lophyrorum* Htg. beschriebene Chalcidier ist schon lange als Parasit von *Lophgrus pini* L. bekannt. Ratzeburg gibt außerdem noch *Eccoptogaster pruni* Ratz. (*Scolitus mali* Bechst.) als Wirt an (?). Sitovski (29) gibt *Microplectron fuscipennis* als Parasit von *Lophyrus sertifer* an.

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit konnte der kleine Parasit aus *Lophyrus sertifer* gezogen werden (Material Kokons, aus Schiefling a. d. S.). Au seinem Kokon konnten meist ziemlich viele (bis 25 Stück) erhalten werden, die alle durch ein gemeinsames kleines Flugloch den Weg ins Freie fanden.

Die ♂♂ sind wesentlich kleiner als die ♀♀ und stark in der Minderzahl (Geschlechtsverhältnis etwa 1 : 5!).

Die nun folgende Beschreibung stammt von Dr. Fahringer:

„♀-Kopf quer, hinter den Augen abgerundet, fast breiter, als der Thorax. Hinterhaupt nicht deutlich gerandet, aber in der Mitte tief eingebuchtet, der Scheitel daher sehr schmal. Schläfen schmal, kaum ein Viertel der Augenbreite. Wangen mit Spuren einer überaus feinen Strichelung und Andeutung einer Mittelrinne. Sie sind etwas mehr als von $^1/_3$ Augenlänge. Augen oval, unbehaart Stirne und Gesicht tief grubig eingedrückt. Gesicht unterhalb der Fühler mit Längskiel, fast glatt glänzend. Fühler scheinbar 6gliedrig, ungefähr von der Mitte an stark erweitert. Das Endglied zeigt deutliche Nähte, so daß angenommen werden muß, daß es durch Verschmelzung von 3 Gliedern

gebildet ist. Thorax gedrungen, etwas glänzend, mit überaus feiner, lederartiger Punktierung. Schildchen groß mit tiefer Mittelgrube, aber ohne deutliche Seitenfurchen. Pleuren fast glatt. Sternauli wenig deutlich. Mediansegment glatt mit Andeutung eines Mittelkieles. Flügel vom Typus der Gattung. Radius von ca. $^1/_3$ der Länge des Marginalnerven. Postmarginalnerv ziemlich kurz, endet vor der Flügelspitze und ist kaum länger als der Radialnerv. Radius am Ende mit annähernd rundlichem Köpfchen. Beine kräftig, Schenkel nicht verdickt. Hinterleib fast so lang wie Kopf + Thorax, eilanzettlich, halb sitzend. Hinterleib oben tief schüsselartig eingedrückt, fast glatt, glänzend, mit zerstreuten Haarpunkten. Bauch vorne stark gekielt. Bohrer versteckt. Länge $1^1/_2$—$2^1/_2$ mm. Blauschwarz mit einem Stich ins Grünliche, schwach metallisch glänzend. Mundgegend, Tegulae usw. nur wenig heller als der übrige Körper. Beine blaßgelb. Schenkel aller Beine ausgedehnt bräunlich verdunkelt. Spitzen der Hinterschienen sowie -Tarsen leicht angeräuchert. Flügel stark rauchig getrübt, Basis-Drittel hyalin. Hinterflügel fast hyalin, nur der Außensaum leicht getrübt.

♂ vom ♀ nicht wesentlich verschieden, kleiner, schlanker. Fühlerglieder 3—5 mit je einem dornartigen Fortsatz (unvollständige Kammbildung). Die Fühler sind 7gliedrig, jedoch ist auch da das Endglied aus der Verwachsung von 3 Gliedern gebildet. Länge $1-1^1/_2$ mm."

Entedon ovulorum Ratz.

Dieser Chalcidier, bisher als Eiparasit von *Lydia pratensis* bekannt, wurde als Eiparasit von *Lophyrus sertifer* Geoffr. an einer aufrechten Bergkiefer am Plötzleinsdorfer Friedhof in Wien beobachtet. In Kärnten trat *Entedon ovulorum* nicht auf.

Die Larve entspricht in ihrer allgemeinen Form den *Lophyrus*eiern, ihre Länge beträgt etwa 1,6—1,7 mm. Sie besteht aus dem Kopf und 12 Körperringen, deren letzte, insbesondere das Afterglied sich stark verjüngen. Der Kopf ist breit, ziemlich wenig gewölbt und zeigt einen breiten Saugspalt. Sonstige Mundteile fehlen. Der Körper ist langgestreckt, zylindrisch und weiß, die Haut glänzend. Der lichtgelbgrüne Darm stark durchscheinend, während der Kopf weißlich erscheint. Die Larve liegt in der Eihaut, die vollständig schwarz geworden ist, so daß man parasitierte Eier schon an der Nadel von außen als solche erkennen kann. In einem *Lophyrus*-Ei findet sich immer nur ein Parasit. Die Imago schlüpft durch ein in die Nadel gebissenes kreisrundes Flugloch.

Die folgende Imaginalbeschreibung stammt von Dr. Fahringer:

„Kopf quer, hinter den Augen etwas verengert. Hinterhaupt gerandet. Gesicht fast glatt, kaum eingesunken. Schläfen von etwa $^1/_3$ Augenbreite, Wangen von $^1/_4$ Augenlänge. Augen groß rundlich und nackt (eingesunken). Fühler kurz, 6gliedrig, das Ringglied klein. Die einzelnen Glieder etwas flachgedrückt, die Keule lang und flachgedrückt, alle Glieder geborstet. Thorax vom Typus der Gattung. Notauli hinten durch 2 Grübchen angedeutet. Schildchen groß, gewölbt, überaus fein punktiert und behaart (schütter). Pleura glatt. Flügel auch vom Typus der Gattung. Subcosta etwas kürzer als der Marginalnerv, die erstere kaum verdickt, Radius kurz, etwa von $^1/_3$ der Länge des Postmarginalnerven, der auch ziemlich kurz und kürzer als der Marginalnerv ist. Der Radius verdickt sich allmählich zu einem kleinen Knopf, der durch ein winziges Wölkchen etwas unscharf abgegrenzt erscheint. Hinterflügel ohne Nerven. Beine kurz und mäßig kräftig. Die hinteren Hüften nicht auffallend verdickt und verbreitert, ebenso die Schenkel dieser Beine. Tarsen 4gliedrig, mäßig lang. Klauen mittelgroß. Mediansegment fast glatt,

ohne deutlichen Mittelkiel, klein und schmal (etwas geschrumpft). Hinterleib fast sitzend, langoval, seitlich wenig zusammengedrückt, mäßig zugespitzt und etwas länger als der Kopf + Thorax. Bohrer versteckt. Länge 1—1½ mm.

Glänzend stahlblau. Fühler schwarz. Schenkel und Schienen größtenteils erzblau glänzend, nur die Vorderschienen fast ganz, Basis und Spitzen aller Schenkel und Schienen weißlichgelb (bei ganz frischen Stücken weiß). Tarsen metallisch geringelt. Klauen dunkel, Flügel ganz leicht getrübt, Nerven und Kopf braun. ♂ vom ♀ nicht verschieden."

Pseudotorymus obsoletus Spin.

Diese Art wurde bei älteren Autoren vielfach erwähnt (Spinola, Nees, Hartig, Ratzeburg, Bouché usw.) *Lophyrus pini* L. wird neben anderen Insekten als Wirt angegeben.

Im vorliegendem Falle wurde *Pseudotorymus obsoletus* Spin. als Außenparasit an der eingesponnenen Kokonlarve von *Lophyrus sertifer* Geoffr. festgestellt. Es konnten 3 Individuen an einem Wirte beobachtet werden. Die vollwüchsige Larve verpuppt sich in einem lichtbraunen Gespinst. Das Schlüpfen erfolgte im Mai. Material aus Ruden. Sehr selten.

Diptera.

Phryxe vulgaris Fall.

Ein sehr gemeiner Schmarotzer, der vielfach beschrieben und aus einer großen Anzahl von Wirten (u. v. a. auch aus *Loph. pini.*) gezogen wurde.

Ich erhielt die Fliege aus Kokonmaterial von *Lophyrus sertifer*, das aus Feldkirchen in Kärnten stammte. Die Fliegenlarve durchbrach nach Beendigung der Parasitierung den Kokon des Wirtes und verpuppte sich daneben in einem Tönnchen. Ein Kokon bot sicher nur für eine Fliegenlarve Raum.

Das Schlüpfen erfolgte wenige Tage nach dem Einspinnen des Wirtes. Die Eiablage des Parasiten mußte daher auf die noch nicht eingesponnene Freß- oder Einspinnlarve des Wirtes erfolgt sein (Dauer des Larvenstadiums nach Baer (3) ist etwa 10 Tage).

Zusammenfassender Überblick über die wirtschaftliche Bedeutung der Parasiten.

Wie schon erwähnt, kam der Parasitierung beim Zusammenbrechen der Kalamität in Kärnten die Bedeutung einer Zusatzwirkung zu. Die Tabelle auf S. 487 zeigt jedoch, daß auch diese Zusatzwirkung geeignet war, auf die Entwicklung der ganzen Übervermehrung entscheidend Einfluß zu nehmen.

Von den gezogenen 12 Arten traten aber nur 3, nämlich *Exenterus cingulatorius*, *Exenterus oriolus* und und *Spilocryptus nubeculatus* so häufig auf, daß man von einer wirtschaftlichen Bedeutung dieser Schlupfwespen sprechen kann. Alle übrigen Parasiten konnten nur in verhältnis-

mäßig geringer Zahl und teilweise auch nur in ganz bestimmten Teilen des Befallsgebietes festgestellt werden.

Dies gilt natürlich nur für das Befallsgebiet in Kärnten, in anderen Befallsgebieten können die Verhältnisse wieder ganz anders liegen, so bezeichnet z. B. Sitovski (29) (Auftreten in Polen) den in Kärnten ganz seltenen *Lophyroplectus luteator* als den häufigsten Parasiten und Seitner (27) hat in Hochlagen beim Auftreten des Schädlings an Zirbe *Torocampus eques*, der in Kärnten auch selten war, als einzigen Parasiten beobachtet.

Die jeweiligen klimatischen Bedingungen scheinen auf die Zusammensetzung des Lebensvereines weitgehend Einfluß zu nehmen.

Die befallenen Bestände.

Bei allen in den Jahren 1931 und 1932 in Südkärnten von *Lophyrus sertifer* befallenen Beständen handelt es sich um Bauernwälder, die meist nicht voll bestockt und durch Streunutzung stark heruntergekommen sind. Außerdem ist in allen diesen Beständen die Umtriebszeit eine sehr niedere, so daß der Anteil an Stangenholz ein relativ großer ist. Bei der ausgesprochenen Bevorzugung von Stangenhölzern durch den Schädling stellt dieser Umstand sicher einen ausschlaggebenden Faktor dar. Ausgesprochene Windlagen blieben verschont.

Nach freundlicher Mitteilung von Dr. Aichinger handelt es sich in den befallenen Beständen zumeist nicht um ursprünglichen Kiefernboden, sondern um Föhrenwälder, die sich unter menschlichem Einfluß sekundär auf ehemaligem Eichenwaldboden entwickelt haben.

Würde die Vegetationsstörung durch den Menschen aufhören, dann würde der ganze Vorgang im umgekehrten Sinne verlaufen, und es würde die „azidiphile Eichenwaldschlußgesellschaft“ [vgl. (1)]. erreicht werden.

Aus den im Schrifttum zugänglichen Angaben läßt sich nicht entnehmen, ob derartige degenerierte Bestände auch bei anderen Übervermehrungen von *Lophyrus sertifer* Geoff. von diesem Schädling bevorzugt worden sind.

Literatur.

1. Aichinger, Vegetationskunde der Karavanken. Jena 1933.
2. André, Species des Hymenoptères d'Europe et d'Algerie. 1880.
3. Baer, Tachinen als Schmarotzer der schädlichen Insekten. Zeitschr. f. ang. Ent. VII.
4. Dalla Torre, Catalogus Hymenoptorum Bd. I. Leipzig 1894.
5. Eliescu, Beiträge zur Kenntnis der Morphologie, Anatomie und Biologie von *Lophyrus pini*. Zeitschr. f. ang. Ent. XIX.
6. Enslin, Tenthredinoidea. Beih. z. deutsch. ent. Zeitschr. 1922.
7. — — Tenthrediniden Mitteleuropas. 1917.
8. Escherich, Die Forstinsekten Mitteleuropas. I. 1914, III. 1931.
9. Hartig, Familien der Blatt- und Holzwespen. Berlin 1837.
10. Judeich-Nitsche, Mitteleuropäische Forstinsekten. 1895.
11. Keller, Schweizerische Zeitschr. f. Forstw. 1903.
12. Krauße, *Wolffiella ruforum* ein neuer ... Zeitschr. f. Forst- u. Jagdw. Berlin 1917.
13. Kriechbaumer, Klugs gesammelte Aufsätze, Blattw. Berlin 1884.

14. Nehring, Raupenfraß am Knieholz im Riesengebirge. Zentralbl. 1894.
15. Panzer, Fauna Insectorum Germaniae. 1799.
16. Ratzeburg, Waldverderbnis.
17. — — Ichneumoniden der Forstinsekten. 1848.
18. Review of applied Entomology. London 1914 bis 1931.
19. Röhrig, *Lophyrus*fraß am Knieholz des Riesengebirges. Zentralbl. 1895.
20. Scheidter, Über die Art der Eiablage . . . Zeitschr. f. Pflanzenkr. 1926.
21. Schimitschek, *Tetropium fuscum* und *T. Gabrieli*. Zeitschr. f. ang. Ent. XV.
22. — — Die Bedeutung von Klima und Witterung . . . Zentralbl. 1930.
23. — — Bedeutung der Entwicklungsdauer . . . Sudetendeutsche Forst- u. Jagdztg. 1931.
24. Schulze, Biologie der Tiere Deutschlands. Berlin 1923.
25. Schmiedeknecht, Opuscula ichneumologica. Bd. I bis V.
26. Seeger, Eine Massenvermehrung von *Lophyrus rufus* . . . Naturw. Zeitschr. f. L. u. F. Stuttgart 1920.
27. Seitner, *Lophyrus rufus* an der Zirbe . . . Zentralbl. f. d. ges. Forstw. 1933.
28. Shiperowich, Prot. Pl. Ukraine Kharkov. 1925.
29. Sitovski, Do biologji Pasorzytow. Posen 1925.
30. Vorhausen, Auftreten von *Lophyrus rufus* bei Vensbg. Forst- u. Jagdztg. 1861.
31. Zwölfer, Experimentelle Unters. z. Epid. . . . Z. f. ang. Ent. XVII.

Band XXI, Heft 4.

Originalaufsätze.

Experimentelle Untersuchungen über den Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Sterblichkeit und Entwicklung des Ringelspinners, Malacosoma neustria L. [1]

Von

Mehmet Bekir. [2]

(Aus dem Institut für angewandte Zoologie, München.)

(Mit 13 Diagrammen.)

Inhalt.

Seite

I. Material und Methode 503
a) Material 503
b) Regulierung von Luftfeuchtigkeit und Temperatur 503
c) Futter 503
d) Die Entwicklungsstufen der Larven 503
II. Mortalität von Ei, Larve und Puppe 504
a) Das Ei während der Schlüpfperiode 504
b) Mortalität der Larve I (Eiraupe) 505
c) Mortalität der Puppe 506
III. Einfluß von Temperatur und relativer Luftfeuchtigkeit auf Puppengewicht, Eizahl und Geschlechterverhältnis 507
a) Weibliches und männliches Puppengewicht 507
b) Eizahl 508
c) Sexualindex 510
IV. Entwicklungsdauer der präimaginalen Stufen und Lebensdauer der Falter . . 511
a) Ei (während der Schlüpfperiode) 511
b) Larve I 512
c) Larve II—VI 513
d) Puppe 514
e) Lebensdauer der Falter 515
f) Das Ei während der Embryonalzeit 516
g) Über die Gesamtentwicklungsdauer und die Lebensdauer der Falter . . . 517
V. Die Hungerfähigkeit der Eiraupe 519
Zusammenfassung 520
Literatur 521

[1]) Abgeschlossen im März 1934.

[2]) Jetzt Ankara.

Massenvermehrungen des Ringelspinners, *Malacosoma neustria* L., die mehr oder minder weitgehende Schädigungen an Obstkulturen oder Forstgehölzen zur Folge hatten, sind in der einschlägigen Literatur nicht allzu selten. Doch liegen bislang keinerlei Beobachtungen oder gar experimentelle Untersuchungen zur Frage nach den Ursachen des Phänomens vor.

Durch zahlreiche experimentell-ökologische Forschungen der letzten Jahre ist nun für verschiedene Insektenarten, die ähnlich dem Ringelspinner zur gelegentlichen Massenvermehrung neigen, wahrscheinlich gemacht, daß klimatische Einflüsse für das Zustandekommen dieser Erscheinung von besonderer Bedeutung sind. So lag es nahe, die dort angewandte Untersuchungstechnik und Fragestellung auch auf den Ringelspinner zu übertragen. Das Ziel der vorliegenden Untersuchung war somit, auf experimentellem Wege den Einfluß gewisser, für das Insektenleben besonders wichtiger Klimafaktoren, nämlich der Temperatur und Luftfeuchtigkeit, auf die Entwicklung des Ringelspinners nachzuprüfen und so einen Beitrag zur Lösung des obigen Problemes zu geben.

Auch spezielle Freilandbeobachtungen zur vorliegenden Frage fehlen in der Literatur fast völlig. Das wenige, was sich hierauf bezieht ist allgemeiner Art. So berichtet Ratzeburg (19), daß die jungen frisch geschlüpften Eiraupen bei „kaltem Wetter" einige Tage auf dem Eiring sitzen bleiben. Eckstein (10, 11) schreibt, daß die Raupen bei „schlechtem Wetter" ruhig auf dem Gespinst verharren und Schröder (22) endlich — und damit erschöpft sich, was über die unmittelbaren Wirkungen des Wetters in der Literatur berichtet wird — gibt an, daß die Raupen im Obstgarten empfindlichen Schaden anrichten, „wenn nicht kaltes, rauhes Wetter, vielleicht sogar Schneefall, sie gerade in ihren Häutungen trifft".

Meine Absicht, die experimentelle Studie durch entsprechende ökologische Freilanduntersuchungen zu ergänzen und nachzuprüfen — was angesichts der Lückenhaftigkeit der Literaturangaben erforderlich erschien —, konnte leider aus technischen Gründen nicht durchgeführt werden. So muß dieser Teil der Arbeit späteren Untersuchungen vorbehalten bleiben.

Die vorliegende Arbeit wurde im Institut für angewandte Zoologie, München, ausgeführt. Herzlichen Dank schulde ich vor allem meinem verehrten Lehrer, dem Vorstand des Institutes, Herrn Geh. Rat Prof. Dr. K. Escherich für das große aufrichtige Interesse, womit er den Fortgang meiner Arbeiten stets verfolgte. Auch möchte ich nicht unterlassen meinem verehrten Lehrer, Herrn Priv.-Doz. Dr. Zwölfer für seine freundliche Hilfsbereitschaft und Beratung im Verlauf der Untersuchungen wärmstens zu danken.

* * *

I. Material und Methode.

a) Material: Das zu den Versuchen verwendete Eimaterial entstammte teils aus der Umgebung von Erfurt, teils aus jener von Liegnitz. Später stand hierfür auch Puppenmaterial von Säckingen (Oberrhein) zur Verfügung. Um ein vorzeitiges Schlüpfen zu verhindern, brachte ich die Eigelege zunächst in der kühlen Kammer des Thermostaten (Temperatur ca. 2—3°, rel. Luftfeuchtigkeit 75%) unter. Das Material blieb dort bis zum Treiben der Apfelbäume im Freien. Am 27. März 1933 begannen die Thermostatenversuche. Um Falter zu erhalten, ließ ich die Puppen am 27. Juli im Käfig schlüpfen, die aus ihnen hervorgehenden Falter lieferten im ganzen acht Gelege. Mit diesen setzte ich im Thermostat neue Versuche an, um die embryonale Entwicklung festzustellen.

b) Regulierung von Luftfeuchtigkeit und Temperatur: Die Regulierung der Luftfeuchtigkeit wurde mit Hilfe der neuen Doppelschalenmethode (Zwölfer, 29) unter Benutzung feuchter Salze ausgeführt. Zur Erzeugung der verschiedenen konstanten Temperaturstufen wurde das Münchner Modell des Williamschen Brückenthermostaten benutzt. Die Salze wurden im Laufe der Versuche mehrmals gewechselt. Im übrigen wurde die Temperatur der einzelnen Zellen täglich abgelesen und notiert. Die hieraus berechneten Temperaturmittelwerte dienten als Grundlage für die Beurteilung der Temperaturwirkung in den verschiedenen Einzelversuchen. Die im folgenden aufgezeichneten Diagramme usw. fußen auf ihnen. Die Temperaturschwankungen in den einzelnen Temperaturstufen betrugen im allgemeinen im Laufe des einzelnen Versuches ungefähr $\pm 0{,}5$° C. Bei jenen, die sich über den ganzen Sommer bis in den Herbst hinein erstreckten, waren sie etwas größer.

c) Futter: Da nach den vorliegenden Literaturangaben die Hauptnahrung des Ringelspinners aus Apfel- und Birnknospentrieben sowie -blätter besteht, wurden den Raupen als Futter täglich frische Apfelblätter gereicht.

Wie Zwölfer (29) zeigte, verändern bei der Methode der Feuchtigkeitsregulierung im Hygrostaten speziell abgeschnittene Blätter unter relativen Luftfeuchtigkeitsgraden von ca. 90% abwärts, schon nach wenigen Stunden ihre Turgeszenz infolge Wasserverlust so stark, daß sie als Nahrung für Versuchsraupen unbrauchbar werden. Wird dagegen der Stiel des Futterblattes in ein kleines Wassergefäß gestellt, so behält das Blatt seine normale Turgeszenz. Wird hierbei die für den Versuch bestimmte Blattfläche im Verhältnis zum Zuchtraum des Hygrostaten möglichst klein gewählt, dann tritt keine wesentliche Beeinflussung der Luftfeuchtigkeit des Zuchtraumes durch das Futter ein.[1]) Dieses Verfahren, das bereits Zwölfer (29) angab, kam auch bei meinen Versuchen in Anwendung, soweit sie nicht 100% relative Luftfeuchtigkeit betrafen. Bei diesem Feuchtigkeitsgehalt kann die Maßnahme selbstverständlich fortfallen, da hierbei eine Änderung des Blatturgors wegen der fehlenden Verdunstung nicht zu befürchten ist.

d) Die Entwicklungsstufen der Larven: Über die Larvenstadien und die Kopfkapselbreite der Larven des Ringelspinners liegen in der Literatur noch keine Angaben vor. In den vorliegenden Versuchen wurden insgesamt 6 Larvenstadien des Ringelspinners festgestellt. Zur Unterscheidung der einzelnen Stufen diente die Kopfkapselbreite, über welche die folgende Tabelle Aufschluß gibt:

[1]) Vorausgesetzt, daß es sich nicht um krautartige und stark wasserhaltige Blätter handelt.

Kopfkapselbreite der Raupen von *M. neustria* L.

Larvenstadium	Zahl der Messungen	Maximum mm	Mittel mm	Minimum mm
I (Eiraupe)	32	0,49	0,43	0,38
II (Einhäuter)	21	0,78	0,68	0,56
III (Zweihäuter)	15	1,44	1,13	1,00
IV (Dreihäuter)	16	1,72	1,68	1,48
V (Vierhäuter)	7	3,60	3,28	2,96
VI (Fünfhäuter)	16	4,55	4,31	4,00

Sie zeigt Mittelwerte und Variationsbreite für die Kopfkapselbreite der einzelnen Stadien. Diese variiert im übrigen besonders bei den älteren Stufen (zwischen dem vierten und fünften Stadium) erheblich. Ähnliches stellte Zwölfer (27, 26) bei Nonne und Kieferneule und Schedl (21) bei Blattwespen fest.

II. Mortalität der Eier, Larven und Puppen.

a) Das Ei während der Schlüpfperiode: In freier Natur werden die Eier des Ringelspinners Ende Juli und Anfang August abgelegt. 4—5 Wochen später ist hier die Entwicklung des Embryos abgeschlossen. Bis zum Frühjahr bleibt das Räupchen in den Eiern im Latenzzustand.

Das zu diesen Mortalitätsversuchen über das Ei während der Schlüpfperiode benutzte Material erhielt ich am 6. März aus Erfurt. Das Material blieb in der kältesten Kammer des Thermostaten (Temperatur ca. 2—3° C, rel. Luftfeuchtigkeit ca. 90%) bis zum 27. März. Nunmehr wurde es auf verschiedene Temperaturstufen (für jede Stufe ein Eigelege) verteilt, welche mit einer relativen Luftfeuchtigkeit von ca. 90% kombiniert waren. Im ganzen wurden 8 Einzelversuche mit insgesamt 2017 Eiern angesetzt.

Beim Abschluß der Versuche zeigte sich, daß ein Teil des Materiales von Eiparasiten der Gattung *Trichogramma* parasitiert war. Unter insgesamt 2017 Eiern waren **160** mit Parasiten besetzt. Bei der rechnerischen Auswertung der Versuchsergebnisse wurden diese parasitierten Eier natürlich in Abzug gebracht. In jedem Ei fand sich nur ein Parasitenindividuum. Nach Hase (13) wurde erstmals von Vassiliev in Rußland „*Trichogramma*" bei Ringelspinner festgestellt.

Der Temperatureinfluß auf die Sterblichkeit des Eies während der Schlüpfperiode ist in der folgenden Tabelle niedergelegt:

Mortalität des Eies bei verschiedenen Temperaturen und relativer Luftfeuchtigkeit von 90—95%.

Temperatur °C (Mittel)	5,5	10,9	14,4	17,1	20,9	25,1	31,7	41,6
Zahl der Versuchstiere . .	312	308	94	239	288	179	251	186
Mortalität %	73	4	3	1	9	22	99	100

Die günstige Temperatur für das Schlüpfen des Eies liegt demnach bei 90—95 % relativer Luftfeuchtigkeit zwischen 11—21 ° C. Das Optimum des Überlebens während der Schlüpfperiode liegt bei einer Temperatur von ca. 17 ° C. Bei extremer Temperatur ist die Sterblichkeit der Eier höher. Die absolut tödliche obere Temperaturgrenze liegt bei 32 ° C, die entsprechende untere Grenze unterhalb 5,5 ° C (schätzungsweise bei 4 ° C).

b) Mortalität der Larve I (Eiraupe): Da für Larve I (Eiraupe) hinreichend Material zur Verfügung stand, konnten für diese die Mortalitätsversuche über 8 Temperaturstufen, die jede mit 7 verschiedenen relativen Luftfeuchtigkeitsgraden verbunden waren, ausgedehnt werden. Insgesamt standen somit für die Auswertung dieser Versuchsreihe 56 Einzelversuche mit zusammen 3278 Eiraupen zur Verfügung. Das Ergebnis ist als Thermohygrogramm der Sterblichkeit von Larve I in Abb. 1 dargestellt.

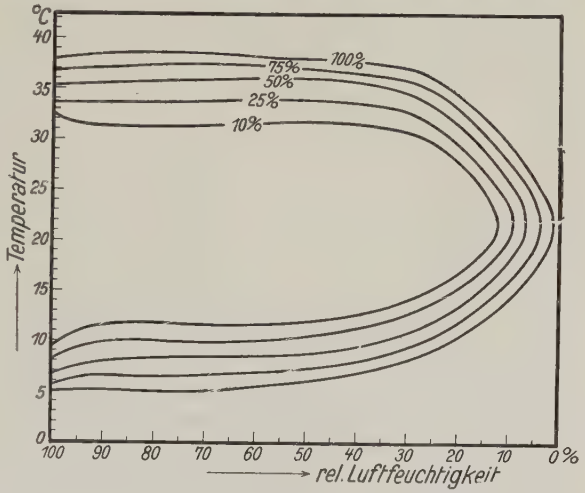


Abb. 1. Thermohygrogramm der Mortalität von Larve I. (Eiraupe.)

Von diesen Versuchstieren gelangten 2052 Eiraupen bei Temperaturen zwischen 7—38,0 ° C zur Häutung. Bei fast allen Luftfeuchtigkeitsgraden entwickelten sich die Raupen je nach der zugehörigen Temperatur mehr oder weniger gut. Nur bei der niedrigsten Luftfeuchtigkeitsstufe von 0—10 % trat hohe Sterblichkeit ein. Unter dieser Feuchtigkeit häuteten sich lediglich bei 24 ° C von 31 Versuchstieren 12 Stück. Bei allen anderen Temperaturen, die mit dieser relativen Luftfeuchtigkeit (von 0—10 %) kombiniert waren, gingen die Raupen restlos vor der ersten Häutung zugrunde. Die Kurvenschar zeigt von innen nach außen schätzungsweise den Verkauf der 10, 25, 50, 75, 100 % Mortalitätsgrenze. Der Bereich, der 10 % Mortalitätslinie (geringste Sterbwahrscheinlichkeit!) ist vergleichsweise außerordentlich groß; er liegt zwischen 11,5—31,5 ° C sowie zwischen 12 bis 100 % relativer Luftfeuchtigkeit. Die Eiraupe ist demnach ausgesprochen euryhygrotherm. Das Temperaturfeuchtigkeitsoptimum des Überlebens liegt bei 21,5 ° C, und Luftfeuchtigkeitsgraden zwischen ca. 20—100 %.

Die tödliche obere Temperaturgrenze (bei Daueraufenthalt) ist bei etwa 37,5—38,5 ° C, die entsprechende untere Grenze bei rund 5,0 ° C.

Bezüglich der Luftfeuchtigkeit weist die Larve I eine bemerkenswerte Widerstandsfähigkeit auf. Innerhalb des Temperaturbereiches von 12—31 ° C werden relative Luftfeuchtigkeitswerte von ca. 30 bis 100 % gut ertragen. Sie beeinträchtigen die Überlebensfähigkeit nicht in bemerkenswerter Weise. Beim Temperaturoptimum von 21 ° C reicht dieser Bereich erträglicher Luftfeuchtigkeit sogar bis rund 20 %.

Der Vergleich dieser Temperatur und Luftfeuchtigkeitsabhängigkeit der Eiraupe mit der des Eies (während der Schlüpfperiode) läßt erkennen, daß die Eier gegenüber höheren Temperaturen eine größere Empfindlichkeit zeigen als die Larve I: Die obere tödliche Temperaturgrenze liegt für Larve I um 5,5—6,5 ° C höher als beim Ei. Dagegen ist Larve I gegen niedere Temperaturen empfindlicher als das Ei.: Ihre untere fatale Temperaturgrenze liegt um 1,0 ° C höher als jene des Eies. Im allgemeinen ist aber das Ei des Ringelspinners zum mindesten gegen Temperaturen empfindlicher als die Eiraupe; wie es sich in dieser Hinsicht gegen relative Luftfeuchtigkeit verhält, konnte nicht festgestellt werden, da beim Studium des Eischlüpfens nur eine Luftfeuchtigkeitsstufe (90—95 %) berücksichtigt werden konnte.

c) Mortalität der Puppe: Bei weiterer Aufzucht der Raupen des Ringelspinners unter 8 verschiedenen Temperaturstufen und bei relativer Luftfeuchtigkeit von ca. 70—90 % erhielt ich im ganzen 170 gesunde Puppen (daneben 11 an der Polyederkrankheit gestorbene Puppen). Diese Puppen entwickelten sich ausschließlich in den Temperaturstufen 3, 4, 5, 6 und 7, zwischen Temperaturen von 18,5—31,5 ° C. In der extrem hohen Temperatur von 39—40 ° C gelangte die Entwicklung nicht bis zur Puppe. Ebenso starben die Versuchstiere auch bei niederen Temperaturen von 5 bezw. 11 ° C vor Erreichung des Puppenstadiums aus.

Von 170 Puppen gelangten 166 zum Schlüpfen bezw. lieferten Falter. Nur bei der Temperatur von 31,5 ° C trat eine beschränkte Puppensterblichkeit auf. Hier gingen 4 Puppen zugrunde, wie das aus der folgenden Tabelle zu ersehen ist:

Mortalität der Puppe bei verschiedenen Temperaturen und relativer Luftfeuchtigkeit von 70—90 %.

Temperatur ° C (Mittel)	18,8	19,4	23,0	25,7	31,5
Versuchstiere	2	49	57	41	21
Puppenmortalität in Stück . . .	0	0	0	0	4

Innerhalb des oben genannten Temperaturbereichs von 18—31 ° C sind demnach die Puppen des Ringelspinners widerstandsfähig. Auch gegen niedere Luftfeuchtigkeit scheinen die *neustria*-Puppen recht widerstandsfähig zu sein. Meine eigenen Experimente berücksichtigen zwar nur den Feuchtigkeitsbereich zwischen 70—90 %. Indessen gibt Bachmetjew (3) an, daß er bei seinen Versuchen

ein entsprechendes Resultat erhielt: Er hielt nämlich 2—18 Stunden alte Ringelspinnerpuppen 24 Stunden lang bei einer Temperatur von 39—40 ° C in trockener Luft. Resultat: Alle Falter entwickelten sich gut.

III. Einfluß von Temperatur und relativer Luftfeuchtigkeit auf Puppengewicht, Eizahl und Geschlechterverhältnis.

a) Weibliches und männliches Puppengewicht: Wie oben erwähnt, entwickelten sich Puppen bezw. Falter in einem Temperaturbereich zwischen 18,5—31,5 ° C, wenn die Aufzucht von der Eiraupe aus begann. Bei niederer Temperatur unter 18,5 ° C und höherer Temperatur über 31,5 ° C entwickelten sich die Puppen nicht bis zum Puppenstadium. So starben sie bei einer Temperatur von 5,0 ° C im ersten, bei einer solchen von 11,0 ° C im dritten und vierten Stadium, bei einer Temperatur von 38,5 ° C endlich im ersten und zweiten Stadium ab.

Insgesamt lieferten die Raupenversuche 177 Puppen (81 ♂ u. 96 ♀). Die Bestimmung des Geschlechts der Ringelspinnerpuppen geschah im übrigen an Hand der Ausbildung des Abdominalendes.

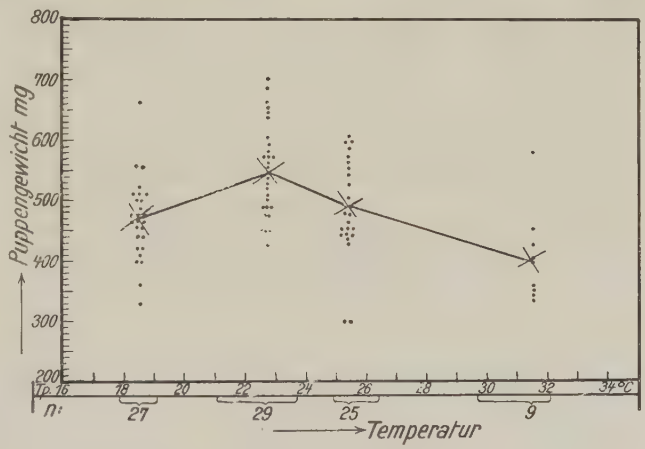


Abb. 2. Weibliches Puppengewicht bei Aufzucht der Raupen unter verschiedenen Temperaturen (und bei relativer Luftfeuchtigkeit von 75—90 %). (Variationsbreite und Mittelwerte.)

Von diesem Material gelangten im ganzen 91 weibliche und 75 männliche Puppen zum Schlüpfen. 11 Puppen (6 ♂ u. 5 ♀) gingen an den Folgen einer Polyederkrankheit zugrunde.

Die Bestimmung des Puppengewichtes wurde mittels einer kleinen Apothekerwaage von 2 mg Genauigkeit durchgeführt. Um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen, wurde das Gewicht stets im Laufe der ersten 24 Stunden nach der Verpuppung ermittelt. Die Resultate dieser Untersuchung sind in Abb. 2 u. 3 niedergelegt. Die Diagramme zeigen Mittelwerte und Variationsbreite der ♂- u. ♀-Puppengewichte, Mitteltemperatur und Temperaturschwankungen (Schnabelklammer) sowie endlich die Anzahl der Versuchspuppen pro Einzelversuch (n).

Ganz allgemein gilt, daß mit zunehmender Temperatur das Puppengewicht ansteigt. Bei weiblichen Puppen erreicht es bei 22,7 ° C mit 545 mg seinen höchsten Mittelwert. Mit höheren Temperaturen sinkt das Puppengewicht ab bis auf ein Mittelgewicht von 400 mg bei 31,5 ° C.

Auch bei den männlichen Puppen wurde das höchste mittlere Puppengewicht mit 313 mg bei 22,5 ° C erreicht. Wie bei den weiblichen Puppen, so sinkt auch für die männlichen Puppen das Gewicht bei Aufzucht der Raupen unter Temperaturen über 22,5 ° C. Doch treten hier die Unterschiede der Puppengewichte nicht so auffallend in Erscheinung wie bei den weiblichen Puppen (vgl. Abb. 2 u. 3).

Es ist hiernach jedenfalls anzunehmen, daß die Nahrungsaufnahme oder Nahrungsresorption der Raupen von *Malacosoma neustria* unter verschiedenen Temperaturen verschiedenartig verläuft. Das Optimum in dieser Hinsicht liegt hier bei Temperaturen zwischen 22—23 ° C.

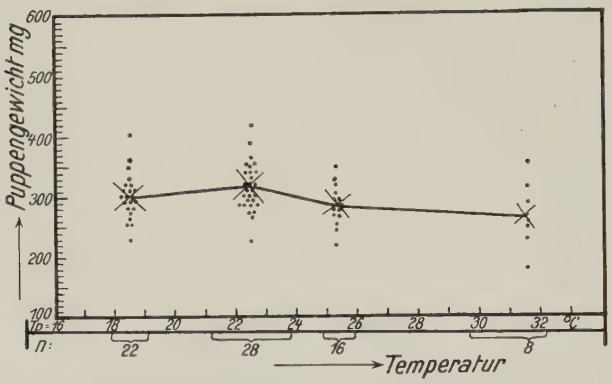


Abb. 3. Männliches Puppengewicht bei Aufzucht der Raupen unter verschiedenen Temperaturen (und bei relativer Luftfeuchtigkeit von 75—90 %). (Variationsbreite und Mittelwerte.)

Stets sind die männlichen Puppen leichter als die weiblichen. Für die Puppengröße gilt dasselbe.

Das absolute Maximalgewicht der weiblichen Puppe wurde bei einer Temperatur von 22,7 ° C mit 700 mg erzielt. Ihr absolutes Minimumgewicht lag mit 295 mg bei einer Temperatur von 25,4 ° C. Das Maximalgewicht der männlichen Puppe betrug entsprechend 420 mg (bei 22,5 ° C), ihr Minimalgewicht 180 mg (bei 31,6 ° C).

Es scheint hiernach, daß die weiblichen Raupen mehr Nahrung aufnehmen als die männlichen Raupen oder diese Nahrung doch besser auszunutzen verstehen.

b) Eizahl: Die Anzahl der erzeugten legereifen Eier von den Versuchsweibchen, die aus obigen Puppen schlüpften, ist im Diagramm (4) dargestellt. — Die Bestimmung dieser Eizahlen erfolgte durch Sektion der Weibchen, nachdem sie normal abgestorben waren. — Der Kurvenverlauf entspricht jenem, der sich im weiblichen Puppengewichtdiagramm ergab. Auch hier sind Mittelwerte, Variationsbreite und Temperaturstufen im Diagramm enthalten. Die Eizahl steigt mit zunehmender Temperatur rasch an, um bei derselben Temperatur, bei der das höchste mittlere Puppengewicht erzielt wurde, mit 243 Eiern ihren höchsten Mittelwert zu erreichen und auch das absolute Maximum der Eizahl mit 337 Stück eines Weibchens lag in diesem Temperaturbereich. Bei höheren Temperaturen sinkt sie wieder ab bis auf einen Mittelwert von 60 Stück bei 31,6 ° C.

Zwischen dem Puppengewicht der Weibchen und ihrer Eiproduktion besteht eine Beziehung, die im Diagramm (Abb. 5) anschaulich zum

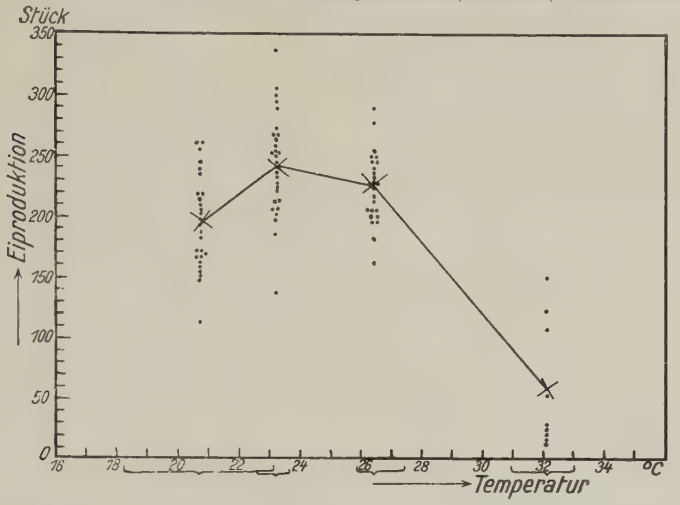


Abb. 4. Produktion legereifer Eier bei Aufzucht der Raupen unter verschiedener Temperatur und relativer Luftfeuchtigkeit von 75—90 %.

Ausdruck kommt. Je höher das Puppengewicht, desto größer die Eiproduktion. Die freihändig eingetragenen Regressionsgrade schneidet die Puppengewichtsachse bei ca. 140 mg. Es bedeutet dies, daß die

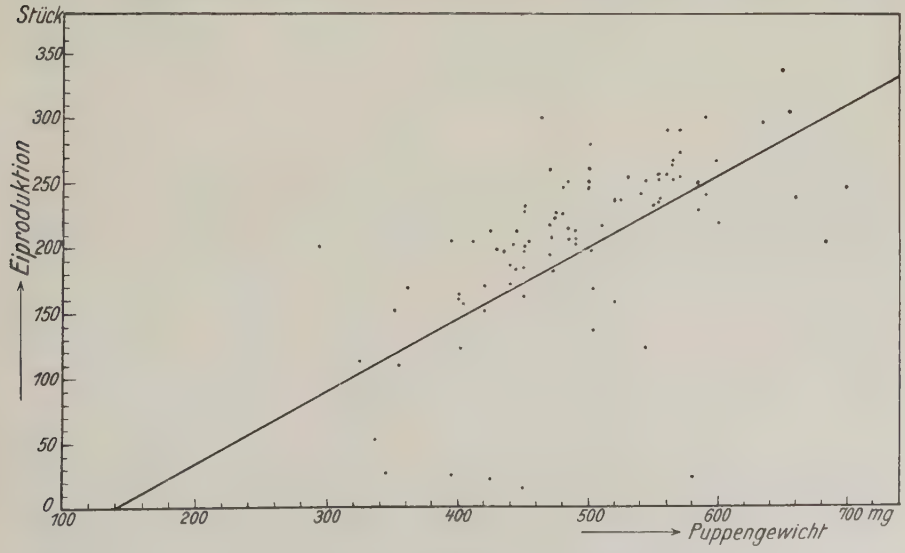


Abb. 5. Weibliches Puppengewicht und Produktion legereifer Eier.

weiblichen Falter steril werden, wenn ihr Puppengewicht auf 140 mg absinkt.

Wie wir oben erwähnt haben, erreichte das Puppengewicht seinen maximalen Mittelwert bei einer Temperatur von 22,7 ° C, ebenso er-

reicht die Produktion legereifer Eier ihren maximalen Mittelwert bei einer Temperatur von 22,7 ° C. Für das vitale Optimum der Eiraupe ergab sich eine Temperatur von 21,5 ° C. Es liegt demnach ungefähr bei derselben Temperatur, wie die zur Erreichung des maximalen Puppengewichtes und der maximalen Eiproduktion erforderliche.

Schröder (22), ebenso Wolff-Krause (25) geben für den Ringelspinner eine Eizahl von einigen Hundert bis 400 an (für Deutschland), Silvestri (23) nennt 100—300 (für Italien), Postel (18) endlich nennt für Frankreich 200—300 Stück je Weibchen.

Da ein *neustria*-Weibchen im Laufe seines Lebens stets nur einen Eiring produziert, geben die Eizahlen in den Ringen gute Aufschlüsse über die Eiproduktion je Weibchen in freier Natur. So betrug die Eizahl von 8 Freilandgelegen (Herkunft Erfurt) meines Materiales im Durchschnitt 272 Stück. Das Maximum lag hier bei 322, das Minimum bei 201 Stück. Die Eizahlen lagen hier also etwas höher als die im Experiment erzielten.

Postel (18) bemerkt übrigens, daß *neustria* in der Gefangenschaft weniger Eier produzieren soll als im Freiland.

c) Sexualindex: Über das Zahlenverhältnis der Geschlechter des Ringelspinners sind in der Literatur bislang keinerlei Angaben enthalten. In den vorliegenden Versuchen traten im Endresultat, gleichgültig unter welcher Temperatur (zwischen 18—31 ° C) die Raupen aufgezogen waren, Männchen und Weibchen annähernd in gleicher Stärke auf. Der Sexualindex betrug demnach unter diesen Bedingungen rund 0,5. Im einzelnen sind die Daten aus folgender Tabelle zu entnehmen:

Sexualindex der Puppe (Gesunde und Kranke) bei verschiedenen Temperaturen und relativer Luftfeuchtigkeit von 70—90 %.

Temperatur ° C (Mittel)	18,5		20,2		22,9		25,4		31,5	
Geschlecht	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀
Versuchstiere	27	29	2	2	28	30	16	26	10	11
Prozent	48	52	50	50	48	52	38	62	48	52
Sexualindex	0,5		0,5		0,5		0,6		0,5	

Sexualindex der Falter bei verschiedenen Temperaturen und relativer Luftfeuchtigkeit von 70—90 %.

Temperatur ° C (Mittel)	20.1		21,0		23,1		26,5		32,0	
Geschlecht	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀
Versuchstiere	1	1	22	27	28	29	16	25	8	9
Prozent	50	50	45	55	29	51	39	61	47	53
Sexualindex	0.5		0,5		0,5		0,6		0,5	

Lediglich bei dem unter ca. 26 ° C aufgezogenem Material ergab sich eine geringe Verschiebung zugunsten des weiblichen Geschlechtes, mit einem Sexualindex von rund 0,6. Sie ist aber so geringfügig, daß ihr keine grundsätzliche Bedeutung zukommen dürfte.

Wie Zwölfer bei *Lymantria monacha* L. nachwies, ist hier das Geschlechterverhältnis der Falter weitgehend von den Temperaturen abhängig, unter denen die Raupen dieser Art aufwachsen. Verglichen mit dem vorliegenden Ergebnis bei *M. neustria* dürfte dieser Temperatureinfluß auf das Zahlenverhältnis der Geschlechter bei Insekten nicht allgemein gültig sein.

IV. Entwicklungsdauer der präimaginalen Stufen und Lebensdauer der Falter.

Bei der Durchführung der Mortalitätsversuche der Eier, Larven und Puppen ergaben sich gleichzeitig zahlreiche Anhaltspunkte für den Temperatureinfluß auf die Entwicklungsdauer der präimaginalen Stufen und auf die Lebensdauer der Falter. Im folgenden Abschnitt sind die diesbezüglichen Ergebnisse für jedes Stadium geordnet zusammengestellt.

In den verschiedenen Diagrammen sind die Mittelwerte der empirischen Beobachtungen und die Variationsbreite der Beobachtungsreihen bei verschiedenen Temperaturen enthalten. Die Mittelwerte dienten als Unterlage für die Bestimmung der Temperatursummenhyperbel der Entwicklungsdauerabhängigkeit der einzelnen Stadien von der Temperatur. Diese theoretische Kurve ist ebenfalls in den Diagrammen aufgenommen. Zusammenfassend läßt sich sagen, daß sie sich in allen Fällen den empirischen Daten mehr oder weniger gut anschmiegt.

Die Bestimmung des sogenannten Entwicklungsnullpunktes bezw. des t_u-Wertes erfolgte nicht auf rechnerischem, sondern auf graphischem Wege, nach dem von amerikanischen Autoren ausgearbeitetem Verfahren.

a) Das Ei (während der Schlüpfperiode): Die Temperaturabhängigkeit der Entwicklungsdauer des überwinterten Eies während der Schlüpfperiode im Frühjahr ist in Abb. 6 zur Darstellung gebracht. (n:) gibt die Zahl der Einzel-

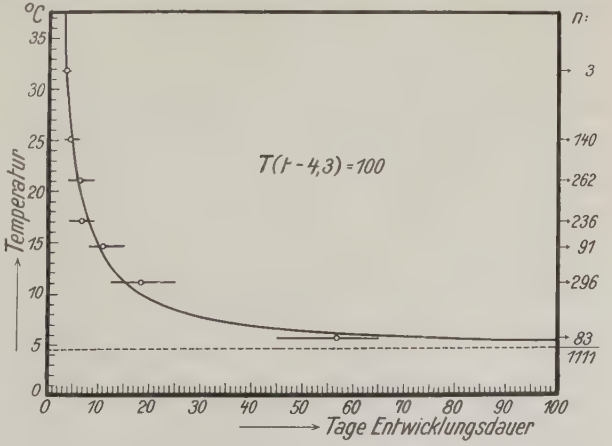


Abb. 6. Schlüpfdauer des Eies (nach Überwinterung) bei verschiedenen Temperaturen und relativer Luftfeuchtigkeit von 90—95 %.

beobachtungen je Versuchsreihe bezw. je Versuchstemperatur an. Insgesamt fußt die Darstellung auf den Beobachtungen an 1111 schlüpfenden Eiern.

Als t_α-Wert des Eies (während der Schlüpfperiode) wurde eine Temperatur von 4,3 ° C festgestellt (= sogenannter Entwicklungsnullpunkt). Auf Grund dieses Wertes und unter Zugrundelegung der Temperatursummenformel $T \cdot (t - t_\alpha) = k$ berechnet sich der mittlere Wert für die Thermalkonstante k mit $k = 100$.

Die kürzeste Entwicklungsdauer (empirisch) lag mit 3,6 Tagen bei 31,7 ° C. Allerdings war die Sterblichkeit hier relativ hoch: von insgesamt 251 Eiern, die dieser Versuchstemperatur ausgesetzt worden waren, schlüpften nur 3 Stück. Die längste mittlere Entwicklungsdauer wurde mit 56,3 Tagen bei 5,5 ° C beobachtet. Die Variationsbreite, die übrigens mit sinkender Temperatur beträchtlich zunimmt. lag bei den verschiedenen Versuchen zwischen 1—20 Tagen.

Im übrigen entsprechen die beobachteten Werte den auf Grund der breite, die übrigens mit sinkender Temperatur beträchtlich zunimmt, Hyperbel (also auf theoretischem Wege) bestimmten Werten innerhalb des vitalen Temperaturbereichs ziemlich gut, wie das auch aus folgender Tabelle hervorgeht.

Beobachtete und errechnete Entwicklungsdauer des Eies in Tagen.

Temperatur ° C (Mittel)	5,5	10,9	14,4	17,1	20,9	25,1	31,7
Beobachteter Mittelwert	56,3	18,2	10,7	6,5	6,1	4,2	3,7
Errechnet für $t_\alpha = 6{,}1$ und $k = 100$	83,3	15,1	9,9	7.8	6,2	4,8	3,6

Für niedere Temperaturen ergeben sich größere Abweichungen des errechneten Wertes vom beobachteten. Im allgemeinen ist für niedere Temperaturen die beobachtete Entwicklungsdauer kürzer als die theoretische, für höhere hingegen länger. Dieses letztere Verhalten, auf das bei anderen Objekten in der Literatur mehrfach hingewiesen wird, habe ich am schlüpfenden Ringelspinner nicht feststellen können.

Ob und inwieweit die Luftfeuchtigkeit die Entwicklungsdauer des Eies beeinflußt, darüber liegen mir keinerlei Beobachtungen vor.

b) Larve I: Die Entwicklungsdauer der Larve I ist wesentlich von der Temperatur abhängig. Die Luftfeuchtigkeit hat auf ihre Entwicklungsdauer keinen nennenswerten Einfluß. (Abgesehen von der niedrigsten Luftfeuchtigkeitsstufe unter 18 %, bei welcher sich die Entwicklung vergleichsweise etwas verzögerte.) Zur Berechnung der Hyperbel dienten daher die Mittel der Beobachtungen bei verschiedenen Luftfeuchtigkeitsstufen. Die Beziehung zwischen Entwicklungsdauer und Temperatur dieses Stadiums kommt durch folgende Hyperbelfunktionen zum Ausdruck: $T (t - 8{,}0) = 84$.

Die mit ihrer Hilfe konstruierte Hyperbel und die beobachteten Mittelwerte der Entwicklungszeiten und ihre Variationsbreiten sind in Abb. 7 eingezeichnet. Die beobachteten Werte entsprechen den er-

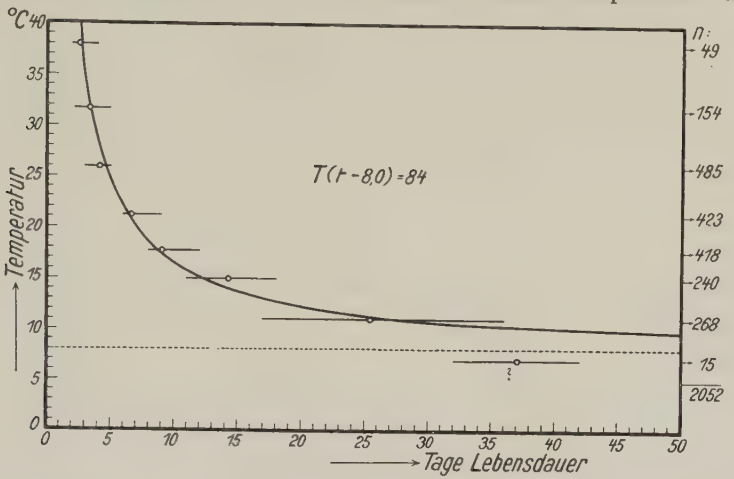


Abb. 7. Entwicklungsdauer der Larve I bei verschiedenen Temperaturen und relativer Luftfeuchtigkeit.

rechneten bezw. graphisch bestimmten Werten relativ gut. Für niedere Temperaturen ergeben sich Abweichungen, wie schon bei der Ei-Entwicklungsdauer erwähnt worden ist:

Beobachtete und errechnete Entwicklungsdauer der Larve I in Tagen.

Temperatur ° C (Mittel)	7,0	11,1	15,0	17,8	21,3	26,0	31,8	38,0
Beobachteter Mittelwert	37	25.5	14,2	9,1	6,6	4,1	3,4	2,5
Errechnet für $t_\alpha = 8{,}0$ und $k = 84$.	?	27,1	12,0	8,6	6,3	4,7	3.5	2.7

Entgegen der Regel scheint die Variationsbreite bei niedrigster Temperatur in meiner Hyperbel kleiner statt größer: Dies ist im vorliegenden Fall dem Umstande zuzuschreiben, daß in dieser Stufe nur wenige Versuchstiere vorhanden waren.

Auffallend ist, daß diese niederste Entwicklungstemperatur sich unter dem t_α-Wert befindet. Da jedoch diese Größe nur rechnerische Bedeutung besitzt, ist diesem Umstand kein grundsätzlicher Wert beizumessen.

c) Larve II—IV: Die Entwicklungsdauer der übrigen Larvenstadien des Ringelspinners (Stadien II—IV zusammengefaßt) [1]) wurde bei verschiedenen Temperaturen (16,3—31,3 ° C) und relativer Luftfeuchtigkeit zwischen 75—90 % beobachtet. Die weiteren Unter-

[1]) Für Larve II—IV liegen nur Beobachtungen über die Gesamtentwicklungsdauer bei verschiedenen Temperaturen vor.

suchungen an Puppen und Faltern wurden bei denselben Temperatur- und Luftfeuchtigkeitsstufen mit geringen Temperaturschwankungen gemacht. Hierüber liegen insgesamt 181 Beobachtungen (an 83 ♂ und 98 ♀) vor. Die Luftfeuchtigkeit hat wie bei Larve I auf die Entwicklungsdauer der älteren Stufen keinen nenenswerten Einfluß. So wurden der Berechnung der Hyperbel von Larve II—IV die Beobachtungen bei Luftfeuchtigkeitswerten zwischen 75—90 % zugrundegelegt. Als „α-Wert" ergab sich eine Temperatur von 9,4 ° C. Die Hyperbelfunktion der Entwicklungsdauerabhängigkeit von Larve (II—IV) lautet:

$$T\,(t - 9{,}4) = 428.$$

Sie ist in Abb. 8 nebst den empirischen Daten eingezeichnet. Die beobachteten Werte stimmen gut mit den errechneten Daten überein. Bei der niedrigsten Temperatur von 16,3 ° C war die Variationsbreite

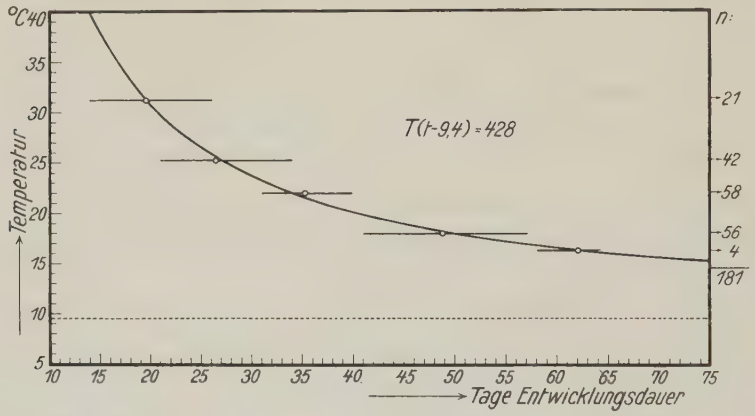


Abb. 8. Entwicklungsdauer der Larve II—VI bei verschiedenen Temperaturen und relativer Luftfeuchtigkeit von 75—90 %.

klein, da hier nur sehr wenige Versuchstiere (4 Larven) bis zur letzten Häutung gelangten. Dies stört jedoch die allgemeine Regel nicht. Folgende Tabelle bringt die Übereinstimmung der beobachteten und errechneten Daten auch zahlenmäßig zum Ausdruck:

Beobachtete und errechnete Entwicklungsdauer der Larve II—VI in Tagen.

Temperatur ° C (Mittel)	16.3	18,0	22,0	25,3	31,3
Beobachteter Mittelwert	62,5	48,7	35,2	26,5	19,5
Errechnet für $t_\alpha = 9.4$ und $k = 428$	62,0	49,7	34,0	26,9	19,5

d) Puppe (♂ u. ♀): Auch bei den Puppen hatte die relative Luftfeuchtigkeit (in den angewendeten Stufen von 70—90 %) auf die Entwicklungsdauer keinen Einfluß. Für diese Versuchsreihe standen insgesamt 166 Puppen (75 ♂ u. 91 ♀) zur Verfügung.

Auf Grund der empirischen Daten lassen sich die Beziehungen zwischen der Entwicklungsdauer der Puppe und der Temperatur durch folgende Hyperbelfunktion darstellen: $T\,(t - 8{,}2) = 224$. Die entsprechende Hyperbelfunktion der Entwicklungsdauer der Puppen ist in Abb. 9 eingezeichnet. Sie deckt sich gut mit den empirischen Werten. Bei der niedersten zur Anwendung gelangten Temperaturstufe von 18,8 ° C war die Variationsbreite klein, da hierfür nur 2 Puppen zur Verfügung standen.

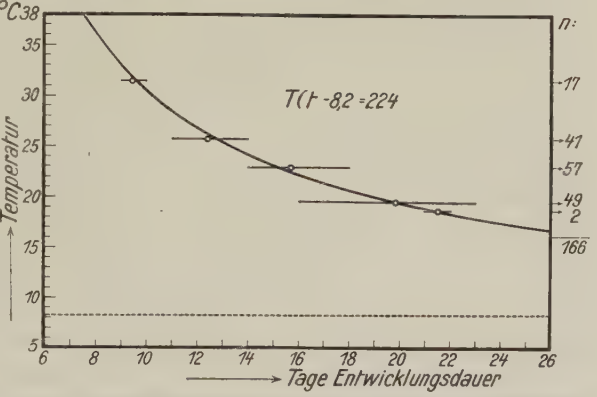


Abb. 9. Entwicklungsdauer der Puppe (♂ und ♀) bei verschiedenen Temperaturen und bei relativer Luftfeuchtigkeit von 75–90 %.

Was den Unterschied der Entwicklungsdauer zwischen den männlichen und weiblichen Puppen anbetrifft, so zeigte sich, daß die männlichen Puppen etwas längere Zeit zur Entwicklung beanspruchen als die weiblichen. Bei den Larven war das entgegengesetzte Verhalten zu beobachten: hier währte die Entwicklung der weiblichen Larven länger als die der männlichen.

Der Unterschied der Entwicklungsdauer männlicher und weiblicher Puppen ist übrigens gering und liegt innerhalb der Fehlergrenzen. Er schwankte bei verschiedenen Temperaturen zwischen 0,6—1,0 Tagen. Einzelheiten sind aus folgender Tabelle zu entnehmen:

Beobachtete Entwicklungsdauer der Puppe (♂ und ♀) in Tagen.

Temperatur ° C (Mittel)	18,8		19.4		23,0		25,7		31,6	
	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀
Versuchstiere	1	1	22	27	28	29	16	25	8	9
Maximum	21	22	23	22	18	18	14	14	10	10
Mittel	21	22	20,3	19,3	16,0	15,4	12,8	12,0	9,8	9,1
Minimum	21	22	16	17	14	14	11	11	9	9

e) Lebensdauer der Falter: Für die Lebensdauer der Falter ergab sich eine erhebliche Abhängigkeit von der Temperatur. Die Luftfeuchtigkeit übte in der angewendeten Konzentration von 70—90 % keinen bemerkbaren Einfluß auf sie aus. Versucht man Bluncks (5) Temperatursummenregel auf die Lebensdauer der Falter anzuwenden, so ergibt sich für diese ein „α-Wert“ von 6,4 ° C. Die Hyperbelfunktion der Lebensdauer der Falter und ihre Abhängigkeit von der Temperatur lautet hiernach:

$$T\,(t - 6{,}4) = 88.$$

Die entsprechende Hyperbel ist in Abb. 10 eingezeichnet. Die empirischen Daten stimmen auch mit der Hyperbel gut überein, nur bei niederen und höheren Temperaturen zeigen sich Abweichungen. Die Variationsbreiten sind erheblich größer als bei Ei, Larven und Puppenstadien. Nur bei der niedrigsten Temperatur 20,1 ° C war sie am kleinsten, was wohl dem Umstand zuzuschreiben ist, daß hier nur 2 Versuchstiere vorhanden waren. Bemerkenswert ist, daß die männlichen Falter länger als die weiblichen Falter lebten, was im einzelnen aus folgender Tabelle hervorgeht:

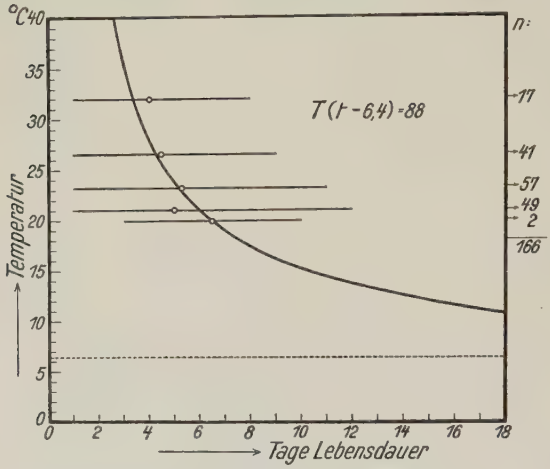


Abb. 10. Lebensdauer der Falter (♂ und ♀) bei verschiedenen Temperaturen und relativer Luftfeuchtigkeit von 75—90%.

Beobachtete Lebensdauer der Falter (♂ und ♀) in Tagen.

Temperatur ° C (Mittel)	20,1		21,0		23.3		26,5		32,1	
	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀
Versuchstiere	1	1	22	27	28	29	16	25	8	9
Maximum	10	3	12	6	11	5	9	5	8	4
Mittel	10	3	6,1	3,6	7,5	3,1	5.5	3,5	4,4	3,6
Minimum	10	3	4	1	4	2	3	1	1	3

Dieser Fall bildet gegenüber anderen Arten eine Ausnahme. Die Lebensdauer der männlichen Falter war besonders bei niederer Temperatur zweimal so lang wie die der weiblichen. Bei höherer Temperatur war der Unterschied geringer. Aus welchen Gründen die Lebensdauer der männlichen Falter länger ist, als die der unbegatteten weiblichen Falter, läßt sich an Hand meiner Unterlagen vorerst nicht erklären.

f) Das Ei (während der Embryonalzeit): Am 27. Juli 1933 erhielt ich aus Säckingen (am Oberrhein) 90 Puppen des Ringelspinners, die zwecks Erzielung von Faltern und frischen Eiablagen gemeinsam in einer Zimmerzucht (Temperatur 20—27 ° C) gehalten wurden. Es schlüpften insgesamt 70 Falter dieser Zucht, doch erhielt ich, da die Männchen der Zucht stark überwogen, im ganzen nur 8 befruchtete Gelege. Zwecks Feststellung der Entwicklungsdauer des Embryos bei verschiedenen Temperaturen verteilte ich die Gelege auf 8 Temperaturstufen (bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von 90 %). Im Abstand von 8—10 Tagen wurden die Eier kontrolliert: hierzu

schnitt ich einige Eier auf, um den Entwicklungsfortgang der Embryonen festzustellen. Ohne das Aufschneiden der Eier ist diese Feststellung unmöglich, da die Eier mit einem dunklen Kitt bedeckt und daher undurchsichtig sind.

Von den 8 zur Anwendung gelangten Temperaturstufen entwickelten sich bei den 3 höchsten (28,5—33,5—40,5 ° C) und bei der niedrigsten Stufe (5,5 ° C) keine Embryonen in den Eiern. Es scheint hiernach, daß die Eier während der Embryonalzeit gegen höhere Temperaturen besonders empfindlich sind.

Auch die Entwicklungsdauer des Embryos bezw. die Zeit bis zum Abschluß der Embryonalentwicklung ist stark von der Temperatur abhängig, worüber folgende Tabelle Aufschluß gibt:

Entwicklungsdauer des Eies (während der Embryonalzeit) in Tagen.

Temperatur ° C (Mittel)	5,5	11,6	16,6	19,6	23,7	28,5	33,5	40,5
Laufende Zeit bis zum Abschluß des Embryos	—	170?	69	52	35	—	—	—

Die für die niedrige Temperatur von 11,6 ° C genannte Zeit von 170 Tagen ist nur schätzungsweise ermittelt, da hier viele Eier durch eine ausbrechende Milbenseuche vernichtet worden waren.

Als „α-Wert" des Eies (während der Embryonalzeit) ergab sich eine Temperatur von 8,7 ° C. Die entsprechende Hyperbelfunktion lautete:

$$T\,(t - 8{,}7) = 546.$$

Die mit ihrer Hilfe konstruierte Hyperbel, welche mit den empirischen Daten gut übereinstimmt, ist in Abb. 11 eingezeichnet.

g) Über die Gesamtentwicklungsdauer und die Lebensdauer der Falter. Die im vorhergehenden für jedes Stadium einzeln konstruierten Entwicklungsdauerhyperbeln sind in Abbild. 12 zusammengefaßt. Diese Kurvenschar gibt einen Überblick über die Gesamtentwicklungsdauer einschließlich der Lebensdauer des Ringelspinners. Die einzelnen Hyperbeln stimmen mit den errechneten Daten relativ gut überein. Nur bei den niedrigsten Temperaturen treten für alle Stadien, besonders für Ei und Eiraupe geringe Abweichungen auf.

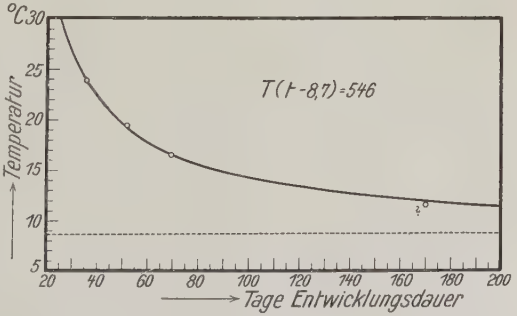


Abb. 11. Entwicklungsdauer des Eies (während der Embryonalzeit) bei verschiedenen Temperaturen und relativer Luftfeuchtigkeit von 90—95 %.

Im Diagramm bedeutet E_F die Entwicklungsdauer des Eies, während der Schlüpfperiode im Frühjahr, E_H jene der Embryonalentwicklung im Herbst. $E_F + L_I$ die Zeit vom Ei bis zur ersten Häutung; $E_F + L_I + L_{II} + \ldots (L_{VI})$ entsprechend die Zeit vom Ei bis zur sechsten (letzten) Häutung. Entsprechenderweise bedeuten P. Puppe und F. Falter.

Betont sei ausdrücklich, daß die Kurvenschar auf Grund von Mittelwerten und Beobachtungen bei konstanter Temperatur konstruiert

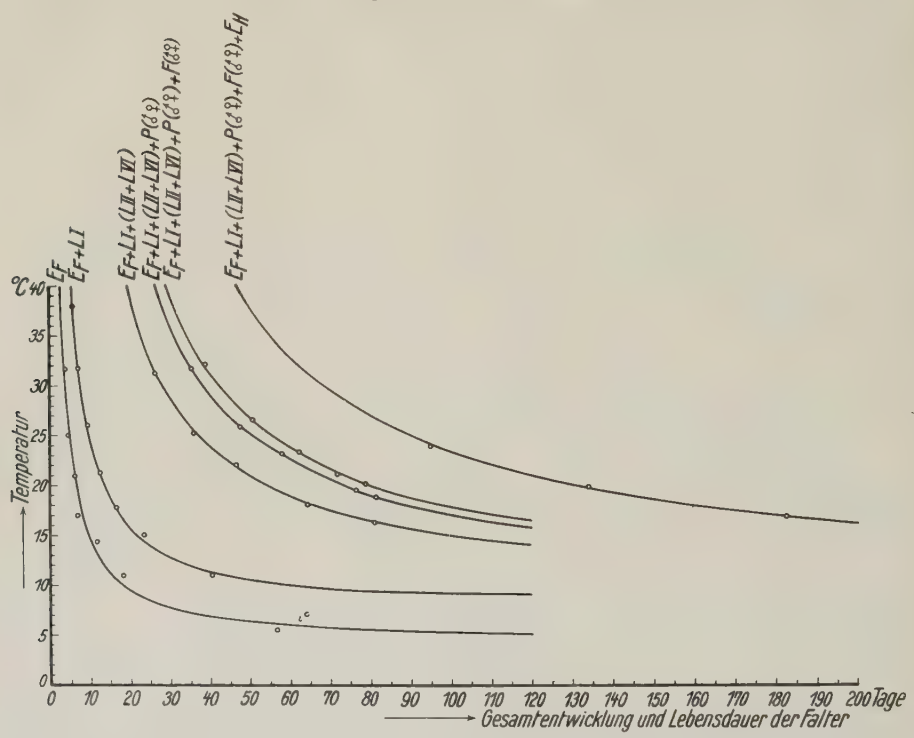


Abb. 12. Gesamtentwicklungsdauer der präimaginalen Stufen und Lebensdauer der Falter. E_F = Entwicklungsdauer des Eies während der Schlüpfperiode im Frühjahr. $E_F + L_I$ = Zeit vom Ei bis zur ersten Häutung. $E_F + L_I$ ($L_{II} + L_{VI}$) = die Zeit vom Ei bis zur sechsten (letzten) Häutung usw. (P = bis Puppe, F = Faltertod, E_H = Abschluß der Embryonalentwicklung im Herbst.)

worden ist. Die Variationsbreite der Entwicklungszeiten von jedem Stadium bezw. der Lebensdauer sind fortgelassen.

Im übrigen sind die „α-Werte" und „K-Werte" (= Thermalkonstante) der einzelnen Stadien folgende:

Stadium	t_α	K
Ei (im Frühjahr)	4,3°	100
Larve I	8,0°	84
Larve II—VI	9,4°	428
Puppe (♂ und ♀)	8,2°	224
Falter (♂ und ♀)	6,4°	88
Ei (im Herbst)	8,7°	546
		1470

Für die Gesamtentwicklung des Ringelspinners von der Schlüpferperiode des Eies bis zum Abschluß des Embryos im Ei und für die Lebensdauer der Falter ergibt sich demnach ein Wert der Thermalkonstante von k = 1470.

V. Die Hungerfähigkeit der Eiraupe.

Die Kenntnis der Hungerfähigkeit der Raupe und ihre Abhängigkeit von der Temperatur und Luftfeuchtigkeit ist epidemiologisch von gewisser Bedeutung. Zu ihrer Bestimmung wurden frisch geschlüpfte Eiraupen verwendet, die unmittelbar nach dem Schlüpfen 8 verschiedenen Temperatur- und 3 Luftfeuchtigkeitskombinationen aus-

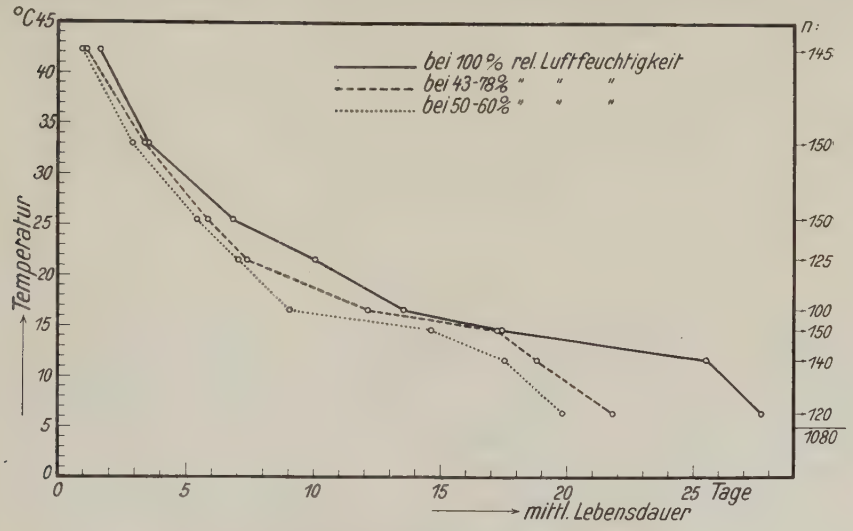


Abb. 13. Die Hungerfähigkeit der Eiraupe in Tagen.

gesetzt worden sind. Insgesamt standen 1080 frische Eiraupen für diese Versuchsreihe zur Verfügung. Als Maßstab für die Beurteilung der Hungerfähigkeit diente die Lebensdauer der Tiere in Tagen ausgedrückt.

Die Versuchsergebnisse sind im Diagramm Abb. 13 niedergelegt. Es läßt erkennen, daß auf die Hungerfähigkeit der Ringelspinnereiraupe Temperatur und relative Luftfeuchtigkeit einen erheblichen Einfluß haben. Bei einer zwischen 6,3—42,5 ° C liegenden Temperatur verkürzt sich die Lebensdauer hungernder Larven mit dem Ansteigen der Temperatur, und verlängert sich, umgekehrt mit sinkender Temperatur. Ebenso tritt bei fallender relativer Luftfeuchtigkeit Verkürzung und bei steigender Luftfeuchtigkeit Verlängerung der mittleren Lebensdauer der Hungertiere ein.

Die längste beobachtete mittlere Lebensdauer lag bei 6,3 ° C und 100 % relativer Luftfeuchtigkeit. Sie betrug hier 27,7 Tage; die maximale Lebensdauer bei der gleichen Kombination war 36 Tage; die

kürzeste mittlere Lebensdauer lag bei einer Temperatur von 42,5 ° C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von ca. 50 % mit einem Mittelwerte kleiner als 1 Tag.

Die mittlere Lebensdauer im Hungerversuch wurde bei der Kiefernspinnereiraupe von Zwölfer (26) unter 4 ° C und bei 100 % relativer Luftfeuchtigkeit mit 8,2 Tagen festgestellt. Ali (1) konstatierte bei der Schwammspinnereiraupe bei 12,5 ° C und 100 % eine Lebensdauer von 12,3 Tagen. Kojima (17) endlich, fand bei hungernden Kiefernspinnereiraupen bei 5 ° C und 100 % relativer Luftfeuchtigkeit eine mittlere Lebensdauer von 13,5 Tagen. Vergleicht man diese Ergebnisse mit den Resultaten der vorliegenden Versuche, so ist ersichtlich, daß die Hungerfähigkeit der Ringelspinnerraupe erheblich größer ist als die der oben genannten Arten im Eiraupenstadium. Auch die früher geschilderte Beobachtung, daß die Ringelspinnereiraupen sich sogar teilweise noch bei der extrem hohen Temperatur von 38,0 ° C entwickelten, bei welcher Temperatur die Eiraupen der oben genannten Arten sämtlich absterben, läßt die vergleichsweise anfallend große Widerstandsfähigkeit der Ringelspinnerraupe gegen hohe Temperaturen erkennen.

Zusammenfassung.

1. Die günstige Temperatur für das Schlüpfen des Eies von *Malacosoma neustria* L. liegt zwischen 11—21 ° C (bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von 90 %). Das sogenannte „vitale Optimum" liegt bei ca. 17 ° C, die obere fatale Temperaturgrenze über 32 ° C, die untere bei 4,0 ° C (schätzungsweise).

2. Der Bereich geringster Mortalität (0—10 % Sterblichkeit) ist bei der Eiraupe von *M. neustria* sehr weit begrenzt (euryhygrotherm). Er liegt zwischen 11,5—31,5 ° C sowie 12—100 % relativer Luftfeuchtigkeit. Das „vitale Optimum" dieses Stadiums liegt bei 21,5 ° C und 100 % relativer Luftfeuchtigkeit. Die tödliche obere Temperaturgrenze liegt zwischen 37,5—38,5 ° C, die untere bei 7,0 ° C.

3. Die Puppen des Ringelspinners sind gegen Temperaturen im Bereich von 18,5—31,5 ° C und relative Luftfeuchtigkeitsgrade zwischen 75—90 % außerordentlich widerstandsfähig.

4. Bei der Aufzucht der Raupen bei verschiedenen Temperaturen (18,5—31,5 ° C) und relativen Luftfeuchtigkeitsstufen (75—90 %) nimmt das resultierende Puppengewicht bei weiblichen Puppen unter 22,7 ° C den höchsten Mittelwert (545 mg) an, desgleichen den höchsten Maximalwert. Für die männlichen Puppen ergab sich das höchste mittlere Puppengewicht, bei derselben Temperatur mit 313 mg.

5. Zwischen weiblichem Puppengewicht und Produktion legereifer Eier besteht annähernd lineare Relation. Die Eizahl der Weibchen, deren Raupen unter verschiedenen Temperaturen aufgezogen worden waren, erreicht bei ca. 22,5 ° C mit 243 Eiern (im Mittel) den Bestwert, um bei höherer, ebenso auch bei tieferer Temperatur wieder abzusinken.

6. Das Geschlechterverhältnis trat beim Ringelspinner im Durchschnitt mit 50 % ♂♂ und 50 % ♀♀ in Erscheinung, unabhängig von den Temperaturen, unter denen die Raupen aufwuchsen.

7. Die Temperaturabhängigkeit der Entwicklungsdauer des Eies während der Schlüpfperiode (und bei 30 % relativer Luftfeuchtigkeit) ist durch die Hyperbelfunktion $T\,(t - 4{,}3) = 100$ befriedigend darstellbar.

8. Für die Temperaturabhängigkeit der Entwicklungsdauer der Larve I gilt mit guter Annäherung die Gleichung $T\,(t - 8{,}0) = 83$; für die Larven II—VI einschließlich die Gleichung $T\,(t - 9{,}4) = 428$, für die der Puppe (♂ u. ♀) die Beziehung $T\,(t - 8{,}2) = 224$; für die Lebensdauer der Falter (♂ u. ♀) gilt $T\,(t - 6{,}4) = 88$; endlich für die Embryonalentwicklung des Eies (im Herbst) die Relation $T\,(t - 8{,}7) = 546$.

9. Die Entwicklungsdauer der weiblichen Raupen ist länger als die der männlichen Raupen. Bei der Puppe liegen die Verhältnisse umgekehrt. Die Lebensdauer der männlichen Falter ist beträchtlich länger als die weiblicher Falter (unbegattet).

10. Für die Gesamtentwicklung und Lebensdauer der Falter des Ringelspinners wurde als Thermalkonstante ein Wert von $K = 1740$ festgestellt.

11. Die Hungerfähigkeit frisch geschlüpfter Eiraupen von *M. neustria* ist von Temperatur und relativer Luftfeuchtigkeit abhängig. Bei steigender Temperatur und relativer Luftfeuchtigkeit verkürzt sich die Lebensdauer der Hungertiere und umgekehrt. Als maximale ~~mittlere~~ Lebensdauer hungernder Eiraupen wurden 36 Tage bei einer Temperatur von 6,3 ° C und 100 % relativer Luftfeuchtigkeit ermittelt.

Literatur.

1. Ali, Mithat, Experimentelle Untersuchungen über den Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Entwicklung des Schwammspinners, *Porthetria dispar* L. Ztschr. f. ang. Ent. 1933, Bd. 20, S. 355—380.
2. Altum, B., Forstzoologie Bd. III, Insekten. Berlin 1881.
3. Bachmetiew, P., Experimentelle entomologische Studien Bd. 1. Sophia 1907.
4. Berlese, A., Entomologia agraria. Firenze 1924.
5. Blunck, H., Entwicklung des *Dytiscus marginalis* L. vom Ei bis Imago. 2. Die Metamorphose. Ztschr. f. wiss. Zool. 1923, 121, S. 171—391.
6. Bodenheimer, Fr., Über die Voraussage der Generationszahl von Insekten. III. Die Bedeutung des Klimas für die landwirtschaftliche Entomologie. Ztschr. f. ang. Ent. 1926, Bd. 12, S. 91—122.
7. — — Über die Grundlage einer allgemeinen Epidemiologie der Insektenkalamitäten. Ztschr. f. ang. Ent. 1930, Bd. 16, S. 433—450.
8. — — Welche Faktoren regulieren die Individuenzahl einer Insektenart in der Natur. Biol. Centralbl. 1928, Bd. 48, S. 714—739.
9. — — Studien zur Epidemiologie, Ökologie und Physiologie der afrikanischen Wanderheuschrecke (*Schistocerca gregaria* Forsk.). Ztschr. f. ang. Ent. 1929, 15, S. 435—537.

10. Eckstein, K., Die Schmetterlinge. Eberswalde 1921.
11. — — Die Schmetterlinge Deutschlands mit besonderer Berücksichtigung ihrer Biologie Bd. 2. Stuttgart 1915.
12. Escherich, K., Die Forstinsekten Mitteleuropas Bd. I u. III. Berlin 1914 u. 1931.
13. Hase, A., Beiträge zur Lebensgeschichte der Schlupfwespe „*Trichogramma evanescens* Westw.". Arbeiten aus d. Biol. Reichsanst. f. Land- u. Forstw. Bd. 14. Berlin 1926.
14. Janisch, E., Über die Wirkungsgröße der Umweltfaktoren bei der Massenvermehrung der Insekten. Dtsch. Forsch.-Arb. Notgemeinsch. deutsch. Wiss. 1929, 9.
15. Judeich, J. F., u. Nitsche, H., Lehrbuch der Mitteleuropäischen Forstinsektenkunde Bd. II. Wien 1895.
16. Klein, H., Studien zur Ökologie u. Epidemiologie der Kohlweißlinge. Ztschr. f. ang. Ent. 1932, Bd. 19.
17. Kojima, T., Studien zur Ökologie des Kiefernspinners, *Dendrolimus pini* L. Ztschr. f. ang. Ent. 1933, Bd. 20.
18. Postel, G., Naturaliste. Paris 1910.
19. Ratzeburg, J. Th. Ch., Die Forstinsekten Bd. II. Berlin 1840.
20. — — Die Waldverderbnis Bd. II. Berlin 1868.
21. Schedl, K. E., Statistische Untersuchungen über die Kopfkapselbreiten bei Blattwespen. Ztschr. f. ang. Entom. 1933, Bd. 20, S. 449—460.
22. Schröder, Ch., Der Ringelspinner. Illustrierte Ztschr. f. Ent. Nr. 43. Neudamm 1897.
23. Silvestri, F., Entomologia agraria. Portici 1911.
24. Uvarov, B. P., Wetter und Klima in ihren Beziehungen zu den Insekten. Ztschr. f. ang. Ent. 1930, Bd. 17.
25. Wolf, u. Krauße, A., Die Forstlichen Lepidopteren. Jena 1922.
26. Zwölfer, W., Studien zur Ökologie und Epidemiologie der Insekten. 1. Die Kieferneule, *Panolis flammea* Schiff. Ztschr. f. ang. Ent. 1931, Bd. 17, S. 475—562.
27. — — Studien zur Ökologie, insbesondere zur Bevölkerungslehre der Nonne, *Lymantria monacha* L. Ztschr. f. ang. Ent. 1933, Bd. 20, S. 1—48.
28. — — Zur Lehre von den Bevölkerungsbewegungen der Insekten. Ztschr. f. ang. Ent. 1932, Bd. 19, S. 1—21.
29. — — Methoden zur Regulierung von Temperatur und Luftfeuchtigkeit. Ztschr. f. ang. Ent. 1932, Bd. 19, S. 497—513.

Experimentelle Untersuchungen zur Ökologie des Baumweißlings Aporia crataegi L. [1]

(Der Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf Entwicklungsdauer und Sterblichkeit.)

Von

N. Statelow.

(Aus dem Institut für angewandte Zoologie, München)

(Mit 14 Diagrammen.)

Inhalt.

Seite

1. Einleitung 524
2. Material und Methode 525
   a) Allgemeines 525
   b) Futter 526
   c) Regulierung von Temperatur und Luftfeuchtigkeit 526
3. Entwicklungsdauer der präimaginalen Studien und Lebensdauer der Falter . . 526
   a) Entwicklungsdauer der Larve III (Frühjahr) 527
   b) Entwicklungsdauer der Larve IV 528
   c) Entwicklungsdauer der Larve V 529
   d) Puppe 530
   e) Lebensdauer der Imago 531
   f) Entwicklungsdauer der Larve II 532
   g) Entwicklungsdauer der Larve III (Herbst bis Überwinterung) 533
4. Gesamtentwicklung von Larve III (Frühjahr) einschließlich der Lebensdauer des Falters 534
5. Mortalität 534
   a) Mortalität der Larve III (Frühjahr) 536
   b) Mortalität der Larve II 537
6. Weibliches und männliches Puppengewicht 538
7. Eiproduktion 540
8. Sexualindex 542
9. Zusammenfassung 544
10. Literatur 545

[1]) Abgeschlossen im Februar 1934.

* * *

Einleitung.

Wie alle Gelegenheitsschädlinge zeigt der Baumweißling — *Aporia crataegi* L. — ein scheinbar zufälliges An- und Abschwellen bezüglich seiner Gradation. Günstige Entwicklungsbedingungen verursachen mitunter ein solch starkes Massenauftreten, daß er ganze Obstanlagen durch Kahlfraß vernichtet. So explosionsartig er sich vermehrt, so plötzlich verschwindet er auch wieder.

Über die Ursachen dieser plötzlichen Vermehrung des Baumweißlings schreibt Lehmann (25):

„Diesen Dauerschädlingen stehen die Gelegenheitsschädlinge gegenüber. Unter günstigen Witterungsbedingungen und anderen uns noch nicht bekannten Einflüssen findet bei vielen Tierarten plötzlich Übervermehrung statt... Ein solcher Gelegenheitsschädling ist der Baumweißling, der ein naher Verwandter des Kohlweißlings ist... Nur zu gewissen Zeiten beobachtet man ihn in ungeheuren Scharen."

In der umfangreichen Literatur, die bereits über den Baumweißling vorliegt, vermißt man Angaben und Beobachtungen über die Ursachen seiner plötzlichen Übervermehrung. In fast allen diesen Arbeiten werden nur die bionomischen Verhältnisse des Baumweißlings und seine Beziehungen zu den biotischen Faktoren der Umwelt gewürdigt. Es sei nur an die Arbeiten von Pliginski (28), Martelli (26), Rossikow (33), Vassiliev (39), Gillmer (19) usw. erinnert. Alle diese Autoren schildern die Lebensweise des Schädlings, seine Parasiten und seine Feinde auf Grund von Beobachtungen und Untersuchungen in freier Natur. Metalnikow (27) befaßte sich mit Versuchen zur biologischen Bekämpfung des Insektes mit Hilfe von drei bakteriellen Krankheitserregern, die bekannten *Bacillus thuringiensis* Berl., *Bacterium cazanton* und *B. pirenei.*

Bezüglich der Wirkungen des Klimas existieren einige Untersuchungen von Bachmetjew (2, 3, 4, 5, 6, 7). An Hand zahlreicher Messungen, wozu ihm das Material aus den verschiedensten Staaten Europas geliefert wurde, stellte er Beziehungen zwischen der Variabilität der Flügellänge dieser Art und metereologischen Einflüssen fest (mittlere Jahresniederschläge, durchschnittliche Jahrestemperatur und Ernährungsweise). Auch morphologische Veränderungen — so die Variabilität der Puppen- und Falterfärbung in ihrer Abhängigkeit von Witterungseinflüssen — werden von Bachmetjew berücksichtigt.

Spärlich sind dagegen die vorhandenen Daten über die Beeinflussung der Sterblichkeit und Entwicklungsdauer der Art durch gewisse Umweltfaktoren wie Witterung und Klima. Als einziges hierüber existieren bislang die Beobachtungen von Stellwaag (35). Er teilt nach einer ausführlichen Schilderung der Biologie und Morphologie des Insektes auch seine Freilandbeobachtungen über die Einwirkung der oben genannten Faktoren auf die Übervermehrung von *Aporia crataegi* L. mit. Aus diesen folgert er, daß der Baumweißling in bezug auf Tem-

peratur- und Feuchtigkeitseinflüsse nicht besonders empfindlich ist. Eine experimentelle Begründung dieser Schlußfolgerung gibt er jedoch nicht.

Bei diesem Stand der Dinge habe ich versucht, mit Hilfe neuzeitlicher experimentell-ökologischer Methoden einige der Hauptbeziehungen zwischen Klima und Massenvermehrung des Baumweißlings zu klären. Die Kürze der Zeit, die zur Verfügung stand, sowie der Mangel an ausreichendem Material verhinderte leider das Verhalten sämtlicher Stadien dieser Art im Hinblick auf die beiden Hauptklimafaktoren im Insektenleben, nämlich Temperatur und Luftfeuchtigkeit, zu erforschen. So mußte ich mich lediglich mit der Bearbeitung der Frage über ihre Wirkung auf die Sterblichkeit der Larve II (Herbstform) und Larve III (Frühjahrsform) begnügen. Diese beiden Stadien sind, wie ich später zeigen werde, von besonderer Bedeutung für das Leben des Insektes. Sie geben wichtige Anhaltspunkte, die Wirkung klimatischer Umweltfaktoren auf das Gedeihen der Bevölkerung des Schädlings zu beurteilen. Aus Zeit- und Materialmangel mußte auch die Frage über die Wirkung obiger Faktoren auf die Eiablage vorerst noch offen bleiben.

Die Anregung zu meiner Arbeit verdanke ich meinem hochverehrten Lehrer, Herrn Geheimrat Prof. Dr. K. Escherich, dessen stets hilfsbereite Anteilnahme die Durchführung meiner Untersuchungen ermöglichte. An dieser Stelle sei es mir gestattet, ihm meinen tiefgefühlten Dank auszusprechen.

Material und Methode.

Allgemeines: Die nachfolgenden Untersuchungen zur Feststellung von Mortalität und Entwicklungsdauer der Larve III (Frühjahrsteil), IV, V, Puppe und Falter wurden gegen Ende des Monats April 1933 begonnen. Das Ausgangsmaterial stammte aus Polen (Distrikt Drohiexyn) und wurde uns Ende März übersandt. [1])

Die Raupennester hafteten auf Weißdornzweigen *(Crataegus oxyacanta)*. Die Raupen waren demnach an ihren natürlichen Überwinterungsplätzen gesammelt worden. Die Untersuchungen wurden Ende April begonnen, zu einer Zeit, wo in der Münchener Umgebung das Austreiben der Nährpflanzen von *Aporia crataegi* beginnt. Um ein vorzeitiges Verlassen des Nestes durch die Raupen zu verhindern, wurden dieselben in einem Eisschrank bei niederer Temperatur (ca. 8° C) und ungefähr 80—90% Leuftfeuchtigkeit untergebracht.

Die Untersuchungen bezüglich Sterblichkeit und Entwicklungsdauer der Larve II und III (Herbstform) wurden während der Monate August und September desselben Jahres durchgeführt. Auch dieses Material stammte aus obengenannter Gegend. Diese Untersuchungen dauerten bis Anfang des Monats September, zu welchem Termin sich alle Raupen, obwohl sie unter verschiedenen Temperaturen standen, fast gleichzeitig zum Winterschlaf eingesponnen hatten. Schließlich sei erwähnt, daß ich bei der Konstruktion der Mortalitätsdiagramme der von Shelford und von Zwölfer (45) benutzten Methode folgte.

---

[1]) Herr Ing. Nowicki, Torun (Polen), hatte die Liebenswürdigkeit, dieses Material zu besorgen. Auch ihm sei an dieser Stelle wärmstens gedankt.

Futter: *Aporia crataegi* L. ist als polyphag bekannt. Die Pflanzen, die sie als Nahrung braucht, hat Stellwaag (35) schon näher bezeichnet. Bekanntlich frißt sie vornehmlich *Crataegus*. Da *Crataegus* in der Umgebung Münchens nicht in genügenden Mengen zu erhalten war, habe ich dem Untersuchungsobjekt als Ersatz frische Apfelbaumblätter als Nahrung gereicht. Das Füttern der Tiere fand täglich zu bestimmten Zeiten statt. Damit das Futter stets bis zum nächsten Tage frisch bleiben konnte — eine für die Genauigkeit der Untersuchung besonders wichtige Bedingung —, wurden lediglich die Blätter im Zuchtraum belassen, die Blattstiele jedoch befanden sich in einem mit Brunnenwasser gefüllten außerhalb des Zuchtraumes stehenden Glase (siehe Zwölfer, 42). Auf diese Weise behielten die Apfelbaumblätter in allen Feuchtigkeitsstufen ihre natürliche Turgeszenz bis zur nächsten Fütterung bei. Zugleich mit der Fütterung wurden alle Veränderungen, die sich mit den zu untersuchenden Tieren ereigneten, wie Sterblichkeit, Häutung usw. notiert. In der fünften und sechsten Temperaturstufe waren je drei Tiere von ihren Parasiten getötet worden, eine Erscheinung, die ebenfalls notiert wurde, um später bei der Auswertung der Versuche berücksichtigt werden zu können. —

Regulierung der Temperatur: Zur Beibehaltung einer konstanten Temperatur für den Verlauf der Untersuchung wurde der Münchener Brückenthermostat benützt, den Zwölfer (42) beschrieben hat. Die Untersuchungen wurden in 8 Temperaturstufen (unter geringen Schwankungen) bei 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 und 40 °C ausgeführt. Die mittleren Temperaturen der einzelnen Stufen ergaben sich aus den täglichen Ablesungen der Thermostatenkontrollthermometer. —

Regulierung der Luftfeuchtigkeit: Um eine konstante Luftfeuchtigkeit zu erzielen, wurden als Versuchsgefäße gewöhnliche Petrischalen und hygroskopische Salze benützt, welch letztere zur Beibehaltung ihrer hygroskopischen Eigenschaften von Zeit zu Zeit erneuert wurden. Auf peinliche Sauberkeit des Lebensraumes der Larven wurde besonders geachtet. Überhaupt wurden zur Vermeidung irgendwelcher Fehler alle Regeln der Untersuchungstechnik, wie sie Zwölfer (42) beschreibt, beachtet. Schließlich sei noch erwähnt, daß die relativen Luftfeuchtigkeitsstufen 100 % mit destilliertem Wasser, 89—95 % mit KCL, 7—80 % mit NaCl, 49—60 % mit $Ca(NO_3)_2$, 29 bis 35 % mit $CaCl_2$ Krist. und 18 % mit $ZnCl_2$ erzielt wurden.

Für die Untersuchungen bezüglich der Entwicklungsdauer der Puppen und Falter, sowie der Eizahl reichte die übliche Petrischale nicht aus, weshalb hierzu Schalen von größeren Ausmaßen (15 × 4 cm) Verwendung fanden, die ich mit Hilfe von Kartonstreifen in mehrere kleine Isolierkammern teilte. Die frischverpuppten Tiere wurden nach Feststellung ihres Gewichtes einzeln in je eine Kammer gesetzt. Die Falter wurden während ihrer ganzen Lebenszeit mit Zuckerlösung gefüttert, eine Bedingung, die für die Eiablage von besonderer Wichtigkeit ist. —

Entwicklungsdauer der präimaginalen Stadien und Lebensdauer der Falter.

Die Entwicklungsgeschwindigkeit der Insekten ist in hohem Maße abhängig von der Temperatur, der sie ausgesetzt sind. Diese wirkt auf die physiologischen Vorgänge des Insektenorganismus teils in fördernder, teils in hemmender Weise ein. Die Wirkung auf bestimmte Vorgänge des Insektenlebens läßt sich leicht zahlenmäßig beobachten und dementsprechend graphisch darstellen. Unter Zugrundelegung der schon von zahlreichen anderen Autoren angewandten Me-

thode, die Abhängigkeit der Entwicklungsdauer der Insekten von der Temperatur graphisch darzustellen, sei nun auf Grund meiner Versuche die Abhängigkeit der Entwicklungsdauer der präimaginalen Stadien von *Aporia crataegi* L. von obengenanntem Faktor dargestellt. Im folgenden Abschnitt sind die gefundenen Ergebnisse niedergelegt. Sie beschränkten sich allerdings auf das Studium der Raupe III (Frühjahrsform), IV, V, II, III (Herbstform) und die Puppenentwicklung und verstehen sich bei konstanter relativer Luftfeuchtigkeit. Die Kurven sind aufgebaut auf mittleren Werten der wirkenden Temperaturen. —

Larve III (Frühjahrsform): Die Angaben über den Verlauf der Kurve für die Entwicklungsgeschwindigkeit der Larve III

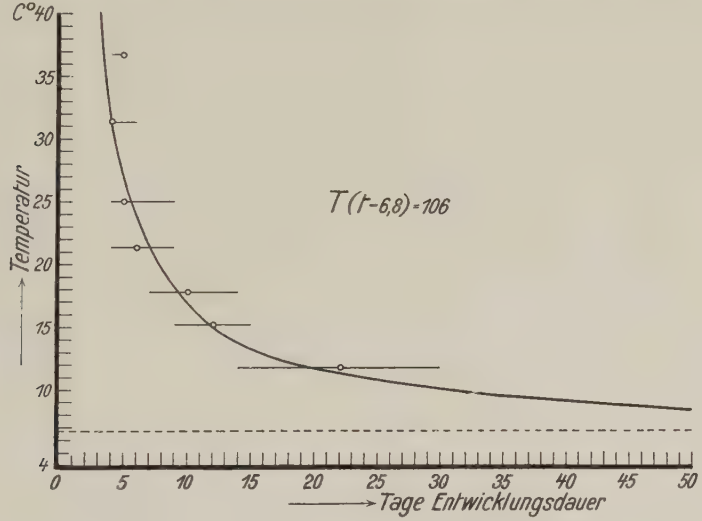


Abb. 1. Entwicklungsdauer der Larve III (Frühjahr) bei 70—80% relativer Luftfeuchtigkeit und bei verschiedenen Temperaturstufen.

(Frühjahr) beruhen auf 240 Einzelbeobachtungen bei 8 Temperaturstufen im Bereich von 5,7—36,8 ° C. Die relative Luftfeuchtigkeit lag bei diesen Versuchen zwischen 70—80 %.

Unter Zugrundelegung der Bluncksehen Temperatursummenhyperbel $T(t - t_a) = K$, wobei t_a der sogenannte „Entwicklungsnullpunkt" und K die Thermalkonstante vorstellt, ergeben sich für die Konstanten K und t_a dieses Stadiums im Mittel folgende Werte: $K = 102$, $t_a = 6{,}8$. Dieser letztere Wert ist dabei nach dem von amerikanischen Autoren angegebenen Verfahren durch graphische Interpolation ermittelt worden. Empirische Mittelwerte nebst Variationsbreite, sowie theoretische Entwicklungsdauerhyperbel sind in Abb. 1 eingezeichnet. Die Hyperbel schmiegt sich den empirischen Punkten gut an. Für die tiefste Versuchstemperatur von 5,7 ° C hat sich im folgenden Fall kein empirischer Wert ergeben, da die Versuchstiere

unter dieser Bedingung sämtlich binnen 42 Tagen starben. Demgegenüber zeigte sich in der zweiten Temperaturstufe (11,8 ° C) eine prozentual hohe Häutung, die innerhalb von 22 Tagen stattfand.

Bei niederen Temperaturstufen (11,8 und 15,2 ° C) ist die beobachtete Entwicklungsdauer etwas kürzer als die theoretische, umgekehrt währte bei der höchsten Versuchstemperatur von 36,5 ° C die empirische Entwicklungsdauer länger als die theoretische. —

Die empirischen Beobachtungen zeigen, daß die Variationsbreite in den niederen Temperaturstufen bedeutend größer ist als in den höheren (vgl. Abb. 1). So fand ich, daß die Tiere in der Temperaturstufe von 11,8 ° C eine Variationsbreite von 16 Tagen besitzen, bei 15,2 und 17,8 ° C eine solche von 6—7 Tagen und in der letzten Stufe (36,8 ° C) nur noch eine Variationsbreite von einem Tag.

Aus der Darstellung ist ferner zu ersehen, daß die Temperatur der kürzesten Entwicklungsdauer für diese Larve bei 31,4 ° C liegt und 4 Tage beträgt. Da in der nächsthöheren Versuchstemperatur von 36,8 ° C bereits eine längere Entwicklungsdauer auftrat, dürfte dieser Wärmegrad bereits im Gebiet schädigender Temperaturen liegen. Diese Erscheinung, daß bei extrem hohen Wärmegraden oberhalb eines bestimmten Wertes die Entwicklungsdauer eine Verlängerung erfährt, ist schon von zahlreichen Autoren diskutiert worden. Es erübrigt sich daher, näher auf sie einzugehen. —

Larve IV: Auch für Larve IV ist eine relative gute Deckung von empirischen Daten und theoretischer Entwicklungsdauerhyperbei zu erzielen. Die entsprechenden Daten sind in Abb. 2 niedergelegt.

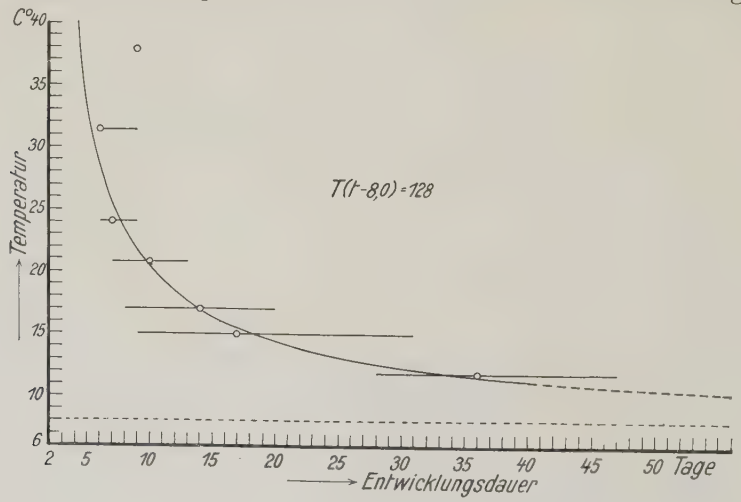


Abb. 2. Entwicklungsdauer der Larve IV bei 70—80 % relativer Luftfeuchtigkeit und bei verschiedenen Temperaturstufen.

Die Temperatur für die kürzeste Entwicklungsdauer liegt auch hier bei 31,4 ° C, und beträgt im Mittel 6 Tage. In der nächsten Temperaturstufe (37,8 ° C) beträgt die Entwicklungsdauer bereits 9 Tage.

Vergleicht man diese Erscheinung mit jener bei Larve III, so zeigt sich, daß bei Larve IV der empirische Punkt bei 37,8 ° C in den schädlichen Temperaturbereich fällt. Auch bei Larve IV nimmt die Variationsbreite mit sinkender Temperatur zu, und zwar in besonderem Maße bei extremen Temperaturen, wie dies ähnlich schon bei Larve III festgestellt worden ist. Im übrigen beträgt der Wert für t_α („Entwicklungsnullpunkt") bei Larve IV, nach der graphischen Methode ermittelt, 8 ° C. Die Hyperbelfunktion für die Abhängigkeit der Entwicklungsdauer der Larve IV von der Temperatur lautet demnach $T\,(t - 8{,}0) = 128$.

Larve V: Die Untersuchung zur Bestimmung der Entwicklungsdauerabhängigkeit der Larve V von der Temperatur wurde mit insgesamt 87 Tieren, die die vorhergehenden Stadien überlebt hatten, gemacht. Sie wurden in folgender Weise auf 4 Temperaturstufen verteilt: Auf eine Mitteltemperatur von 17,2 ° C entfielen 21 Versuchstiere, auf 21,3 ° C 22 Stück, auf 24,1 ° C 23 Stück und auf 30,3 ° C 21 Stück.

Alle Raupen, die niedrigeren und höheren Temperaturstufen als den obengenannten ausgesetzt wurden, starben, ohne daß eine einzige zur Verpuppung gelangt wäre. Abb. 3 stellt die Ergebnisse der Untersuchung graphisch dar. Nach der bereits früher benützten Methode ergibt sich für den Entwicklungsnullpunkt ein α-Wert von 6 ° C. Auf Grund dieser α-Werte berechnet sich die Thermalkonstante auf $K = 301$. Abb. 3 enthält neben den empirischen Daten auch die theoretische Hyperbel. Vergleicht man die Hyperbel dieser Larve mit jener der beiden jüngeren Larvenstadien (Abb. 1 und 2), so fällt auf, daß die

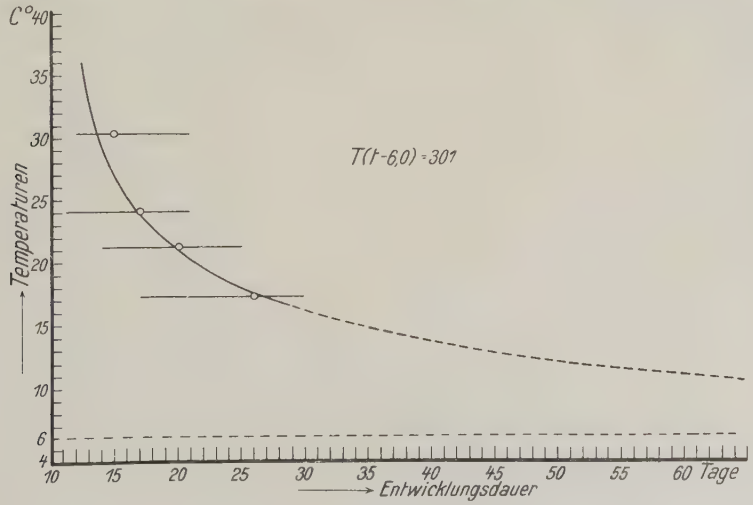


Abb. 3. Entwicklungsdauer der Larve V bei 70—80 % relativer Luftfeuchtigkeit und verschiedenen Temperaturen.

Entwicklungsdauer für Larve V bedeutend länger ist als für Larve III und IV. Während z. B. Larve IV, bis zur nächsten Häutung, bei 17,0 ° C 14 Tage, bei 20,7 ° C 10 Tage, bei 24 ° C 7 Tage und bei

31,4 ° C 6 Tage benötigt, beendet Larve V bei fast derselben Temperatur ihre Entwicklung nach 26 Tagen bezw. nach 20, 17 oder 15 Tagen.

Erwähnt sei ferner, daß der durchschnittliche tägliche Futterverbrauch dieser Stadien vergleichsweise außerordentlich groß ist. Ihr kommt daher eine in ökonomischer Hinsicht besondere Bedeutung zu.

Die kürzeste Entwicklungsdauer dieser Stufe liegt bei 30,3 ° C und beträgt 15 Tage. Mit sinkender Temperatur verlängert sie sich bedeutend. Dies ist oben ziffernmäßig dargestellt.

Aus den empirischen und in Abb. 3 niedergelegten Daten folgt ferner, daß die individuelle Variationsbreite bei dieser Larve nicht so stark schwankt als bei den beiden vorhergehenden Stadien.

Die Hyperbelfunktion für die Temperaturabhängigkeit der Entwicklungsdauer von Larve V lautet demnach T (t — 6,0 ° C) = 301. —

Puppe: Die überlebenden, verpuppten Raupen, insgesamt 60 Stück, wurden 4 Temperaturstufen ausgesetzt, und zwar: 7 Tiere bei 16,7 ° C, 18 Tiere bei 21,1 ° C, 20 Tiere bei 24,2 ° C und 15 Tiere bei 30,5 ° C. In diesem Ruhestadium vollziehen sich im Organismus grundlegende physiologische und morphologische Veränderungen. In der Literatur wird die Dauer der Puppenperiode des Baumweißlings auf 2—4 Wochen angegeben (Martelli [26] 18—20 Tage, Gillmer [19] Tage, Stellwaag [35] 15—21 Tage).

Die vorliegende Untersuchung ergab demgegenüber, daß die Entwicklungsdauer der *Aporis crataegi*-Puppe ebenfalls von der Temperatur abhängig ist, welcher die Puppen ausgesetzt sind. Im übrigen zeigt sich, daß die Entwicklungsdauer der männlichen Puppen wesentlich verschieden von jener der weiblichen ist. So brauchen z. B. die Männchen bei 16,7 ° C 15 Tage, bei 21,1 ° C 11 Tage und bei 24,2 ° C 9 Tage, während die Weibchen bei denselben Temperaturen 13 bezw. 9 oder 8 Tage benötigen. Abb. 4 a und 4 b enthalten die graphische Darstellung dieser Beziehungen. Aus ihnen ersieht man außerdem, daß die kürzeste Entwicklungsdauer für Männchen und Weibchen bei 30,5 ° C liegt und bei dieser Temperatur für beide Geschlechter 6 Tage beträgt. Die längste Entwicklungsdauer tritt in meinen Versuchen bei 16,7 ° C auf.

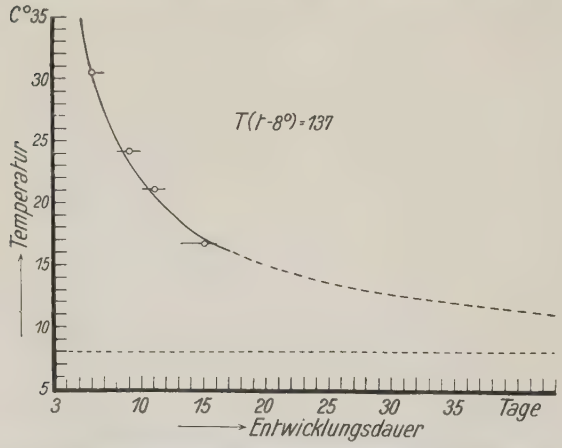


Abb. 4 a. Entwicklungsdauer der männlichen Puppe bei 70—80 % relativer Luftfeuchtigkeit und bei verschiedenen Temperaturstufen.

Die Variationsbreite der Entwicklungsdauer der Puppen ist keinen so großen Schwankungen unterworfen wie bei den Larvenstadien. Die größte festgestellte Variationsbreite beträgt hier 5 Tage bei 24,2 ° C. Auch bezüglich des sogenannten „Entwicklungsnullpunktes" (α-Wertes) männlicher und weiblicher Raupen besteht ein Unterschied. Der α-Werte für weibliche Puppen ergibt sich mit 5,4 ° C, jener für männliche mit 8 ° C. Die Thermalkonstante der weiblichen Puppe bestimmt sich auf K = 147, für männliche betrug sie 137. —

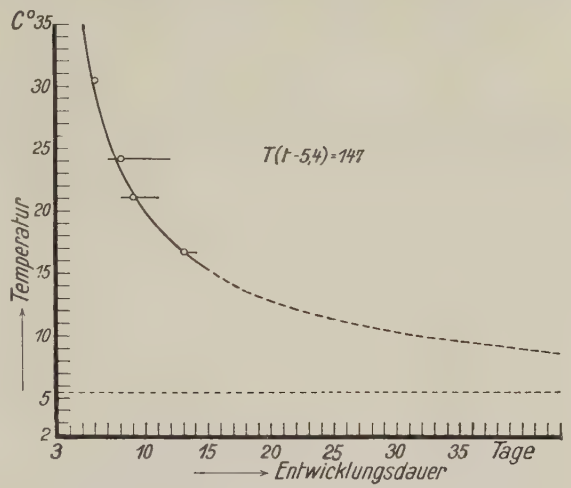


Abb. 4 b. Entwicklungsdauer der weiblichen Puppe bei 70—90 % relativer Luftfeuchtigkeit und bei verschiedenen Temperaturstufen.

Lebensdauer der Imago: Zur Untersuchung des Temperatureinflusses auf die Lebensdauer der Falter, d. h. die Zeit vom Ausschlüpfen bis zum Absterben, standen insgesamt 60 Falter zur Verfügung. Unterschiede zwischen der Lebensdauer männlicher und weiblicher Falter waren nicht festzustellen. Die kürzeste Lebensdauer von 4 Tagen lag wie bei der Puppe bei 30,7 ° C, die längste von

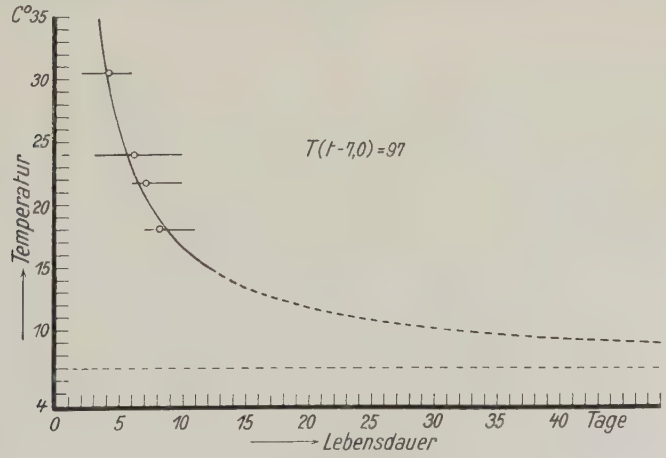


Abb. 5. Lebensdauer der Falter (6 ♀) bei 70—80 % relativer Luftfeuchtigkeit und bei verschiedenen Temperaturstufen.

8 Tagen bei 18,1 ° C. Eine Temperaturerhöhung wirkt also lebensverkürzend, eine Erniedrigung lebensverlängernd. Hier beim Falter lag die größte Variationsbreite, ähnlich wie bei der Puppe bei 24,1 ° C und

betrug 7 Tage. Die theoretische Indexgerade führte auf einen α-Wert von 7 ° C. Die Beziehungen zwischen der Lebensdauer des Falters und der ihn umgebenden Temperatur läßt sich annähernd durch die Hyperbelfunktion T (t — 7) = 97 ausdrücken (Abb. 5). —

Larve II: Die Untersuchung zur Bestimmung der Entwicklungsdauer dieser und der nächsten Larve wurden an Hand von Material der Generation 1933 (Herkunft ebenfalls aus Polen) gemacht. In chronologischer Beziehung differiert dieses Material von dem für die vorhergehenden Versuche um ein Jahr. Auf 9 Temperaturstufen innerhalb eines Temperaturbereiches von 3,5—42,2 ° C wurden insgesamt 270 Versuchstiere verteilt. In sämtlichen Einzelversuchen betrug die

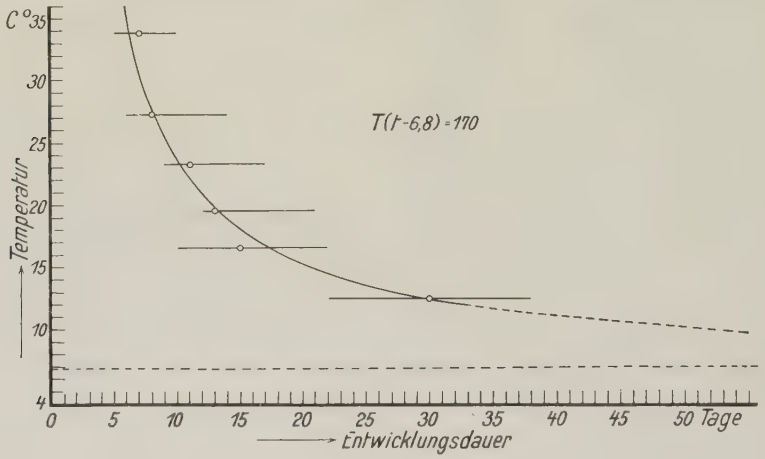


Abb. 6. Entwicklungsdauer der Larve II bei 70—80 % relativer Luftfeuchtigkeit und bei verschiedenen Temperaturstufen.

relative Luftfeuchtigkeit 70—80 %. In der ersten Temperaturstufe (3,5 ° C) starben die Larven, ohne irgendwelche Spuren von Nahrung zu sich genommen zu haben, innerhalb 33 Tagen. Keines dieser Versuchstiere erreichte das nachfolgende Stadium. Eine Temperatur von 3,5 ° C fällt demnach für Larve II *Aporia crataegi* L. in den unteren fatalen Temperaturbereich. In der zweiten Stufe (4,8 ° C) fraßen die Larven zwar von dem jeden Tag frisch vorgelegten Futter, jedoch so wenig, daß der Stoffwechsel recht träge verlief und kein Individuum bis zur folgenden Häutung gelangte. Auch bei dieser Temperatur sind alle Tiere gestorben, wenn auch erst innerhalb 52 Tagen. Die der dritten Temperaturstufe (12,1 ° C) ausgesetzten Versuchsobjekte konnten sich zum größten Teil (47 %) innerhalb 30 Tagen häuten und damit in das Stadium der Larve III übergehen.

Der sogenannte „Entwicklungsnullpunkt (α-Wert) liegt demnach etwas höher als 4,8 ° C, aber unterhalb 12,2 ° C. Nach der graphischen Darstellung, mit Hilfe der Indexgeraden ergibt sich für ihn eine Temperatur von 6,8 ° C.

Mit einer von 12,2—33,8 ° C steigenden Temperatur, trat eine Verkürzung der Entwicklungsdauer von 30 auf 7 Tage ein. Dieser Prozeß verlief folgendermaßen: bei 12,2 ° C benötigten die Larven 30 Tage, mit der Steigerung der Temperatur um 4,2 ° C (bei 16,4 ° C) nahm die Entwicklungsdauer sprunghaft um 15 Tage ab. Bei einer weiteren Steigerung um 3,1 ° C (bei 19,5 ° C) verkürzte sich die Entwicklungszeit um 2 Tage. Bei 23,2 ° C brauchten die Larven durchschnittlich 11 Tage, bei solcher von 23,2 ° C 8 Tage.

Die kürzeste Entwicklungsdauer von 7 Tagen (Mittelwert) stellte sich bei 33,8 ° C ein. In höheren Temperaturen (40,2 ° C) starben alle Tiere schon innerhalb 9 Tagen.

Die Variationsbreite vergrößert sich mit sinkender Temperatur, wie dies schon des öfteren erwähnt wurde. Bei 33,8 ° C beträgt sie 5 Tage, bei 12,2 ° C aber 30 Tage.

Die Thermalkonstante K bezw. die sogenannte effektive Temperatursumme für die Larve II des Baumweißlings berechnet sich auf $K = 170$. Die Hyperbelfunktion für die Entwicklungsdauer dieses Stadiums lautet hiernach $T\,(t - 6{,}8) = 170$. —

Larve III (Herbstteil): Als „Larve III Herbstteil" bezeichne ich im folgenden der Kürze wegen jenen Teil des dritten Larvenstadiums des Baumweißlings, welcher sich von der Häutung der Larve II bis zum Spinnen des Winternestes im Herbst erstreckt. Die das Stadium der Larve II überlebenden Versuchstiere — 210 Stück — dienten hierbei als Versuchsmaterial. Sie wurden denselben Temperaturstufen ausgesetzt wie im vorausgehenden Stadium. Im September aber innerhalb einer Zeitspanne von 5—6 Tagen, hatten sich sämtliche Tiere ohne Rücksicht auf die jeweiligen Versuchstemperaturen in ein Winternest einzuspinnen angefangen. Es läßt sich hierauf schließen, daß das Einspinnen in freier Natur im Herbste nicht direkt durch das Eintreten kühler Witterung bedingt ist, sondern durch andere Faktoren, von denen vermutlich in erster Linie die Veränderung der Zusammensetzung des Blattfutters in Frage kommt.

Diese Erscheinung läßt die Darstellung der Entwicklung der Larve III (Herbst) mittels einer Kurve nicht zu, so daß die beobachteten Daten im folgenden nur tabellarisch niedergelegt sind. —

Tabelle 1.

Temperatur ° C Minimum	11,0	13,6	15,5	20,0	21,8	24,7	31,7
Temperatur ° C Mittel	12,5	14,0	16,4	21,2	23,2	26,0	32,8
Temperatur ° C Maximum	12,8	14,8	18,0	22,5	24,5	26,9	33,5
Die Zeit des Einspinnens	6. 9. bis 10. 9.	4. 9. bis 9. 9.	4. 9. bis 8. 9.	5. 9. bis 8. 9.	2. 9. bis 6. 9.	3. 9. bis 5. 9.	2. 9. bis 6. 9.

Gesamtentwicklung von Larve III (Frühjahr) einschließlich der Lebensdauer der Falter.

Reihen wir die Kurven der Entwicklungsdauer der präimaginalen Stadien (von Larve III Frühjahr bis einschließlich des Puppenstadiums) und die Kurve der Lebensdauer des Falters addierend nebeneinander, so erhalten wir eine Kurvenschar, die uns einen Überblick über die Gesamtentwicklung und Lebensdauer des Baumweißlings vom Frühjahr bis zum Tode des Falters gibt. In Abb. 7 ist eine derartige Darstellung (sie entspricht der schon früher von Zwölfer [44] für die Kiefernеule, *Panolis flammea* Schiff., gegebenen) versucht worden. Es sei noch erwähnt, daß hierzu nur jene Versuchsresultate berücksichtigt wurden, die bei 70—80 % relativer Luftfeuchtigkeit erhalten worden sind. Die einzelnen Kurven haben folgende Bedeutung:

III F. . . . . = Entwicklungsdauer der Larve III vom Zeitpunkt des Verlassens ihres Winternestes bis zur dritten Häutung.

III F. + IV . . . . . = Die Zeit vom Erwachen aus der Winterruhe bis zur vierten Häutung.

III F. + IV + V . . . = Dieselbe Zeit bis zur fünften Häutung.

.....

.....

III F. + IV + V + P. + F. = Die Gesamtdauer vom Erwachen der Larve III F. bis zum Tode des Falters.

Die so dargestellte Kurvenschar läßt sich für praktische Zwecke leicht verwenden, da man aus ihr genau ablesen kann, welche Zeit der Baumweißling bei einer beliebigen Temperatur für die Entwicklung bis zu irgendeinem Stadium benötigt.

Die Entwicklungsdauerkurve der Larve II ist in der Kurvenschar nicht dargestellt, da jene von Larve I nicht bekannt ist. Im einzelnen kann man jedoch ihren Verlauf aus Abb. 6 ersehen. Unter Zugrundelegung von Bluncks verbesserter Temperatursummenregel und der Formel $[T\,(t - t_0) = K]$ wurde, wie früher erwähnt, die Summe der effektiven Temperatur für jedes einzelne Stadium errechnet. In untenstehender Tabelle sind diese Summen, sowie die entsprechenden α-Werte („Entwicklungsnullpunkte") dargestellt. Ei und Larve I konnten mangels entsprechenden Materials zu keinen Versuchen verwendet werden. Für diese beiden Stadien lassen sich somit die genannten „Konstanten" nicht ermitteln. (Siehe Tab. 2.)

Mortalität.

Die Untersuchungen über die Einwirkungen der beiden für das Insektenleben wichtigsten Klimafaktoren, nämlich der Temperatur und Luftfeuchtigkeit, auf die Sterblichkeit des Baumweißlings in seinen

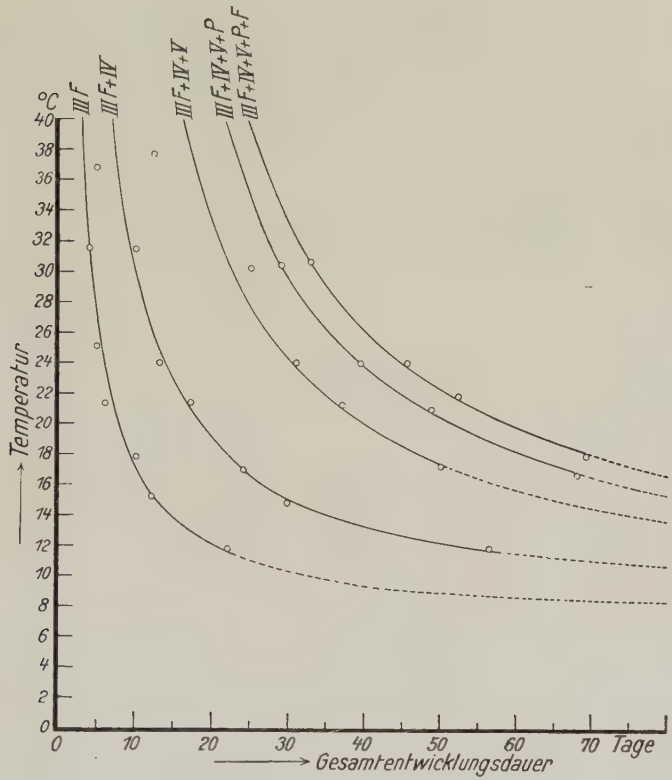


Abb. 7. Die Entwicklung der verschiedenen Larvenstadien, der Puppen und die Lebensdauer der Falter bei 70—80 % relativer Luftfeuchtigkeit und bei verschiedenen Temperaturen.

verschiedenen Entwicklungsstadien, konnten nur an zwei Stufen, nämlich an Larve II und Larve III (Frühjahrsform) ausgeführt werden, da für das Jahr 1933 Material für die weiteren Stadien in genügenden Mengen nicht zur Verfügung stand.

Tabelle 2.

Entwicklungsstadien	Werte der Thermalkonstante (K)	Werte von t_a (Entwicklungsnullpunkt)
Larve III (F.)	107	6,8
Larve IV	128	8,0
Larve V	301	6,0
Puppe	♀ — 147 / ♂ — 137 } 142	♀ — 5,4 / ♂ — 8,0 } 6,7
Falter	97	7,0
Ei	?	?
Larve I	?	?
Larve II	170	6,8
Larve III (H.)	204	4,4

Doch dürfte sie das epidemiologisch wichtigste, das kritische Stadium erfaßt haben, welches vermutlich durch Larve III (Frühjahr) vorgestellt wird. Sie ist durch die lange Winterruhe und die dadurch bedingte physische Schwächung meines Erachtens gegen klimatische Einflüsse im Frühjahr besonders empfindlich.

Larve III (Frühjahrsteil): Die Untersuchungsergebnisse über die Sterblichkeit dieser Larve beruhen auf 56 Einzelversuchen in verschiedenen Temperatur-Feuchtigkeitsbedingungen, mit insgesamt

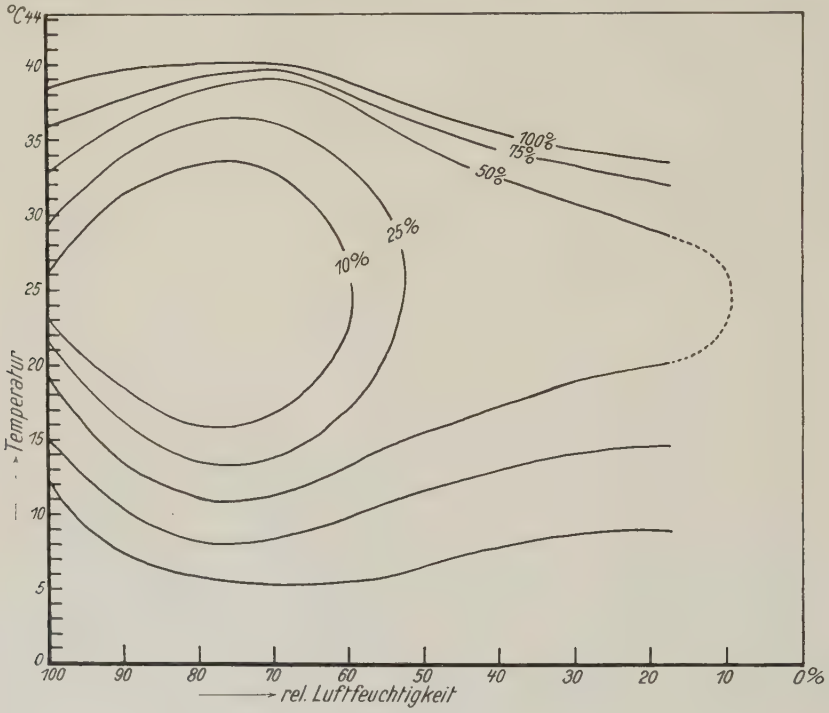


Abb. 8. Thermohygrogramm der Mortalität von Larve III (Frühjahr).

1680 Tieren. Benutzt wurden insgesamt 7 verschiedene Versuchstemperaturen und 6 Feuchtigkeitsstufen. Die Ergebnisse dieser Einzelversuche bildeten die Grundlage zur Konstruktion des Mortalitätsdiagrammes (Abb. 8).

In der Abbildung begrenzt die innerste Kurve den Bereich von 0—10 % Sterblichkeit, die folgenden — jenen der 25prozent. Mortalität, der 50prozent., der 75prozent. und der 100prozent. Sterblichkeit. Der Bereich geringster Sterblichkeit (0—10 % Mortalität) liegt zwischen 16 und 35,5 ° C, sowie zwischen 55—100 % relativer Luftfeuchtigkeit. Bei verschiedenen Luftfeuchtigkeitsstufen ist die Tiefe des 10prozent. Sterblichkeitsbereiches größeren Schwankungen unterworfen. So ist bei 75 % relativer Luftfeuchtigkeit der Bereich günstiger Überlebensbedingungen am größten. Mit steigender relativer Feuchtigkeit verengt

er sich. Bei 100 % relativer Luftfeuchtigkeit ist der Bereich der geringsten Sterblichkeit vergleichsweise eng. Er liegt unter diesen Feuchtigkeitsbedingungen zwischen 23 und 26 ° C. Das sogenannte „vitale Optimum" (vgl. Bodenheimer, 8, 9, 10, 11, ebenso Zwölfer, 44) des dritten Larvenstadiums von *Aporia crataegi* L. liegt demnach bei ca. 24 ° C und 75 % Luftfeuchtigkeit. Außerdem zeigt die Abbildung, daß die Verengung des Bereiches der Überlebensmöglichkeit bei 90 und 100 % relativer Luftfeuchtigkeit für alle übrigen Kurven gilt. Es dürfte hier vermutlich eine Anpassung an besondere ökologische bezw. kleinklimatische Bedingungen des normalen Lebensraumes von *Aporia crataegi* vorliegen.

Als Bereich der Überlebensmöglichkeit ergab sich die Temperaturzone zwischen 5 und 40 ° C sowie zwischen 18—100 % relativer Luftfeuchtigkeit. Die untere tödliche Temperaturgrenze liegt für einen relativen Luftfeuchtigkeitswert von 100 % bei etwa 12 ° C, für einen solchen von 55—75 % bei etwa 5,0 ° C. Die obere tödliche Temperaturgrenze, die für eine relative Luftfeuchtigkeit von 75—100 % bei etwa 38,5—40 ° C verläuft, fällt mit abnehmender Luftfeuchtigkeit sehr rasch und erreicht bei einer 35prozent. relativen Luftfeuchtigkeit eine Temperatur von 34 ° C. Dies zeigt, daß die schädliche Wirkung der größeren Luftfeuchtigkeit durch höhere Temperatur ausgeglichen wird. Aus dem Diagramm folgt weiter, daß sowohl die Kombination zwischen niederer relativer Luftfeuchtigkeit (18—55 %) und höherer Temperatur als auch jene zwischen höherer relativer Luftfeuchtigkeit und niederer Temperatur fatale Bedingungen gegenüber der Larve III (Frühjahr) des Baumweißlings vorstellen.

An dieser Stelle möchte ich noch erwähnen, daß die Temperatur der kürzesten Entwicklung um rund 7 ° höher liegt als die des vitalen Optimismus.

Larve II: Die Untersuchung der Mortalität der Larve II mußte aus bereits erwähnten Gründen auf 20 Einzelversuche mit insgesamt 600 Tieren beschränkt werden. Die Larven wurden auf 7 Temperatur- und 3 Luftfeuchtigkeitskombinationen (55, 75 und 100 %) verteilt.

Der Bereich der Überlebensfähigkeit dieses Larvenstadiums lag zwischen 5 und 42 ° C, also um 2 ° C höher als für Larve III (Frühjahr). Bezüglich der Luftfeuchtigkeit lassen sich leider keine so festen Grenzen angeben, daß die Mortalitätskurven bei 55 % relativer Luftfeuchtigkeit — der tiefsten in dieser Versuchsreihe benutzten — ihren Abschluß finden.

Die Ausdehnung des 10prozent. Mortalitätsbereiches bei einer 100prozent. relativen Luftfeuchtigkeit liegt zwischen 22 und 32 ° C und bei einer solchen von 75 % zwischen etwa 16 und 32,5 ° C. Bei 75 % relativer Luftfeuchtigkeit ist der 10prozent. Mortalitätsbereich für Larve II und Larve III ungefähr gleich. Bei 100 % relativer Luftfeuchtigkeit dagegen sind die übrigen Bereiche von Larve II bedeutend größer als die entsprechenden von Larve III. Die Larve II des Baum-

weißlings hat also eine größere Widerstandsfähigkeit gegenüber der sie umgebenden Luftfeuchtigkeit als Larve III (Frühjahrsform) (Abb. 9).

Die optimalste Temperaturfeuchtigkeitskombination für diese Larve — d. h. das Zentrum der ellipsenartigen Mortalitätskurve — liegt

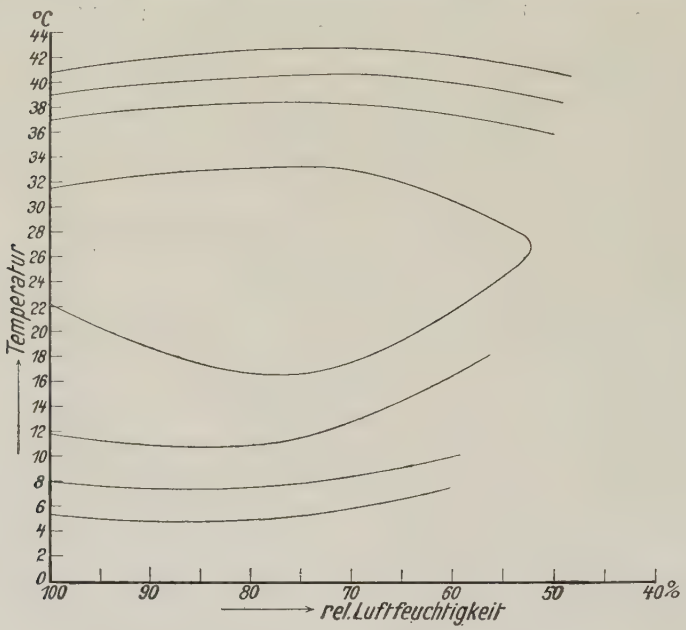


Abb. 9. Thermohygrogramm der Mortalität der Larve II.

bei 26 ° C und 75 % relativer Luftfeuchtigkeit. Sie liegt demnach um ca. 2 ° C höher als die der Larve III.

Die kürzeste Entwicklungsdauer, wie schon früher gesagt, liegt bei 33,8 ° C, und damit ca. 8 ° C höher als das Vitaloptimum, wie dies auch bei Larve III (Frühjahr) der Fall war. Das Vitaloptimum deckt sich also nicht mit dem Punkt der kürzesten Entwicklungsdauer, sondern differiert um 8 ° C.

Hinsichtlich der Temperatur der kürzesten Entwicklungsdauer dieser beiden Stadien wurde ebenfalls ein Unterschied von 2,4 ° C festgestellt. Dieser Unterschied von ca. 2 ° C, bezüglich Vitaloptimum und der kürzesten Entwicklungsdauer, dürfte mit dem Umstand zusammenhängen, daß das zweite Larvenstadium in freier Natur normalerweise bei wärmerer Witterung sich entwickelt als das dritte.

Die untere tödliche Temperaturgrenze liegt ebenfalls bei 5 ° C, die obere bei etwa 42,5 ° C. Sie ist damit mit ca. 2,5 ° C höher als die der Larve III (Frühjahrsform). —

Weibliches und männliches Puppengewicht.

Nachdem für verschiedene Insektenarten durch mehrere Autoren bereits der Nachweis erbracht worden ist, daß die Quantität des Wachs-

tums durch klimatische Bedingungen beeinflußt werden kann, war es naheliegend, auch an *Aporia crataegi* L. entsprechende Untersuchungen vorzunehmen. Zu diesem Zwecke wurden die Puppen, die von den Raupen stammten, welche bei verschiedenen Temperaturstufen und einer 55—100prozent. relativen Luftfeuchtigkeit aufgezogen worden waren, einer vergleichenden Gewichtsbestimmung unterzogen. Die Ermittlung des Gewichtes wurde mit einer kleinen Apothekerwaage von 2 mg Genauigkeit ausgeführt. Jede Wägung wurde jeweils 24 Stunden nach vollzogener Verpuppung vorgenommen, um ein Verletzen der frischverpuppten Tiere zu vermeiden und gleichzeitig vergleichbare Resultate zu erhalten. Die Ergebnisse der Messungen sind in den beiden Gewichtsdiagrammen (Abb. 10 u. 11) als Minimum, Maximum und Mittelwert dargestellt. Die Diagramme lassen erkennen, daß das mittlere Gewicht der weiblichen Puppen größer ist als jenes der männlichen.

Im übrigen ist der Kurvenverlauf dieser Mittelwerte gleichartig und differiert lediglich um die Gewichtsdifferenz. Der Einfluß der Temperatur auf das Gewichtswachstum der Männchen ist demnach proportional jenem der Weibchen. Wie aus der Abbildung ersichtlich, liegt das größte Puppengewicht (♀: 292 mg, ♂: 228 mg) bei 20,9 ° C. Mit steigender Temperatur nimmt das Gewicht wieder ab um bei 31,9 ° C das niedrigste mittlere Gewicht zu erreichen (♀: 222 mg, ♂: 186 mg). Dem-

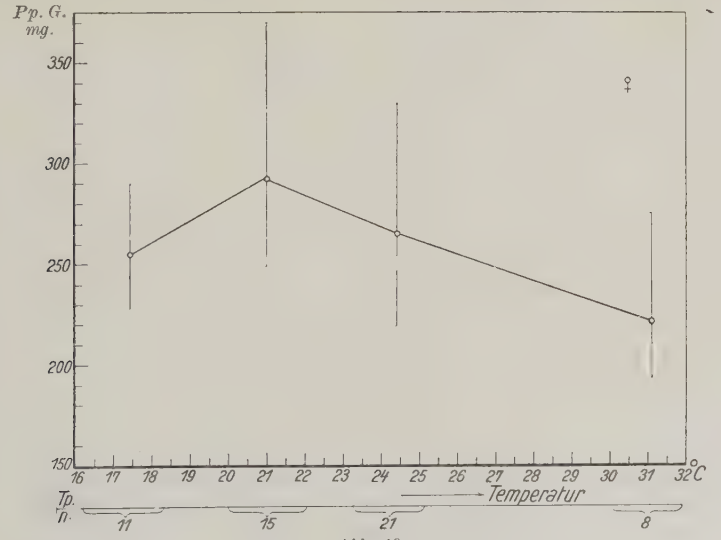


Abb. 10.

nach ergibt sich als Optimum für das Gewichtswachstum von *Aporia crataegi* L. eine Temperatur von rund 21 ° C, verbunden mit einer relativen Luftfeuchtigkeit von 55—100 % (Abb. 10 u. 11).

Der Baumweißling zeigt hierin eine Besonderheit gegenüber anderen Faltern, wie z. B. den Schwammspinner — *Porthetria dispar* L. —

(M. Ali, 1) oder der Nonne — *Lymantria monacha* L. — (Zwölfer, 45), deren größtes Puppengewicht bei Aufzucht der Raupen unter höheren (28° bezw. 25° C) Temperaturen erhalten worden ist.

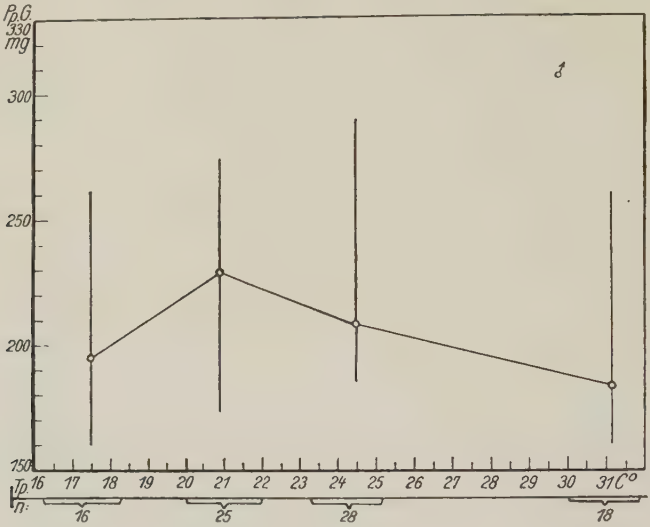


Abb. 11.

Die Ergebnisse meiner Untersuchungen decken sich jedoch mit den statistischen Untersuchungsbefunden von Bachmetjew (2, 3, 4, 5, 6, 7), der den Nachweis erbrachte, daß *crataegi*-Falter aus kälteren Gebieten im allgemeinen größer sind als solche aus wärmeren Gebieten.[1])

Eiproduktion.

Über die Eiproduktion von *Ap. crataegi* L. liegen in der Literatur bislang verschiedene Ergebnisse vor. So gibt Stellwaag (35) als Eizahl eines *crataegi*-Weibchens 15—100—129 an, Reh (32) nennt „bis zu 150 Stück", Grandi (46) berichtet von 50—100 Eiern je Weibchen.

Die oben über den Einfluß verschiedener Temperaturen im Raupenstadium auf das spätere Puppengewicht mitgeteilten Ergebnisse ließen vermuten, daß eine analoge Beziehung zur Zahl der von den weiblichen Faltern dieser Zucht produzierten Eier bestehen dürfte, die für die Nonne von Zwölfer bereits nachgewiesen wurde. Die erzielten weiblichen *crataegi*-Falter wurden daher nach Eintritt ihres Altertodes seziert und die Zahl legereifer Eier in ihren Ovarien festgestellt. Die Falter verblieben im übrigen bis zu ihrem Tode in den nämlichen Tem-

[1]) ... „Daraus würde folgen, daß in kälteren Gegenden *H. phlaeas* größer wird als in den wärmeren, welcher Schluß auch durch meine Messungen der Flügellänge bei *Ap. crataegi* L. von verschiedenen Gegenden Nord- und Südeuropas bestätigt wird." „Die meisten Insekten einer und derselben Art sind in südlichen Gegenden größer als in nördlichen .... Ausnahmen bilden: *Ap. crataegi* L. ...."

peraturen, unter denen auch die Raupen aufgezogen worden waren (Abb. 12).

Die Ergebnisse dieser Eizählungen sind im Diagramm Abb. 12 niedergelegt. Es gibt die Produktion legereifer Eier weiblicher *crataegi*-Falter bei Aufzucht der Raupen unter verschiedenen Temperaturen wieder und umfaßt mittlere Eiproduktion je Weibchen sowie die Variationsbreite. Die Zahl n gibt hier wie auch in allen übrigen Abbildungen die Zahl der untersuchten Versuchstiere an.

Zusammenfassend sei bemerkt, daß die Eiproduktion größeren Schwankungen unterworfen war. Sie lag bei den einzelnen Individuen im Extrem zwischen 0 und 201 Stück. Im übrigen lag in meinen Versuchen die höchste mittlere Eizahl bei der höheren Versuchstemperatur (31,2 ° C) und nahm sukzessive mit sinkender Temperatur ab.

Dieses Ergebnis war insofern überraschend, als sich für das Puppengewicht, wie oben gezeigt wurde, eine grundsätzliche andere Relation ergab — und für Puppengewicht und Eiproduktion ein analoger Kurvenverlauf hätte erwartet werden müssen. Zwölfer (45) hat entsprechendes für die Nonne nachgewiesen.

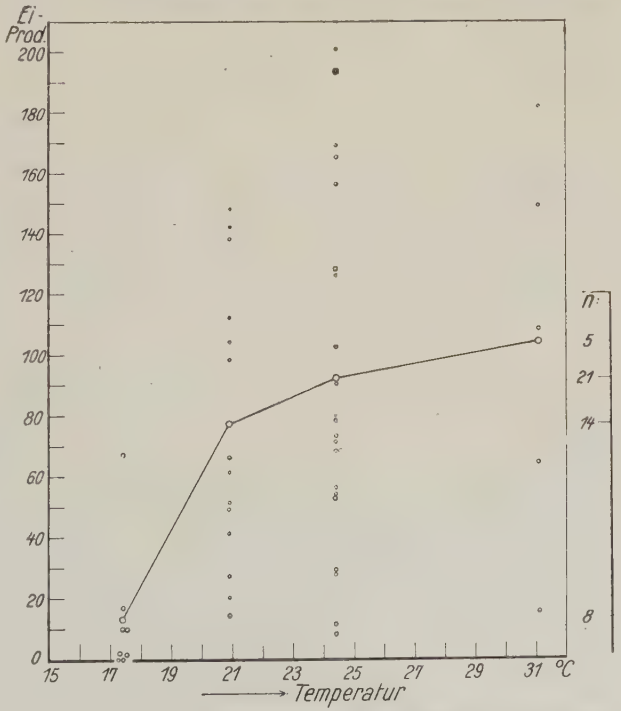


Abb. 12. Eiproduktion bei verschiedenen Temperaturen und 50—100% relativer Luftfeuchtigkeit.

Man wird den Widerspruch durch den Umstand erklären müssen, daß *Aporia crataegi* L. als Falter ein ausgesprochenes Tagtier ist und als solches während seiner postmetabolen Eientwicklung der Sonnenbestrahlung bedarf. Letztere fehlte in meinen Versuchen aus technischen Gründen völlig und so sind vermutlich nur ein Bruchteil der Eianlagen in ihre Entwicklung bis zur Legereife gelangt. Die höchstmögliche Eiproduktion der einzelnen Individuen wäre damit gar nicht zur vollen Entfaltung gekommen. Die im Diagramm Abb. 12 niedergelegten Ergebnisse besitzen daher nur einen bedingten Wert

und wären durch weitere Untersuchungen, die den Einfluß der Sonnenbestrahlung auf die Falter berücksichtigen, zu ergänzen. —

Sexualindex.

Was das Geschlechterverhältnis anbetrifft, so ist auch dieses großen Schwankungen unterworfen. Unter 807 von Bachmetjew (3) im Juni 1902 gesammelten Falter befanden sich 685 weibliche und 123 männliche (85 % ♀♀ : 15 % ♂♂). H. Krause (23) stellte im Jahre 1914 auf Grund von Beobachtungen eines großen Freilandmaterials fest, daß „ungefähr zwei Drittel männlich waren". In einer Zucht von 281 Tieren fand Stellwaag im Jahre 1921 149 Weibchen, das ist 56 %.

Meine Untersuchung bei Aufzucht der Raupen unter 55—100 % relativer Luftfeuchtigkeit und verschiedenen Temperaturstufen (17,4 ° C, 20,9 ° C, 24,4 ° C und 31 ° C) ergab, daß die Weibchen unabhängig von der Temperatur gegenüber den Männchen stets im Verhältnis von rund 40 : 60 auftreten, ohne daß bei Sinken oder Steigen der Temperatur das Verhältnis sich wesentlich verändert hätte. Die folgende Tabelle gibt diese Ergebnisse zahlenmäßig wieder.

Tabelle 3.

Prozentanteil weiblicher Falter bei Aufzucht der Raupen unter verschiedenen Temperaturen und 50—100 % relativer Luftfeuchtigkeit.

Temperatur ° C								
Maximum	19,5		22,6		25,8		31,8	
Mittel	18,2		22,2		24,3		30,8	
Minimum	17,4		20,4		23,7		29,8	
	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀
Zahl der Tiere	14	9	26	15	30	21	16	10
Prozent	61	39	63	37	59	41	61	39

Aus der Tabelle geht hervor, daß die Schwankungen des Geschlechterverhältnisses so gering sind, daß ihnen keine prinzipielle Bedeutung zukommen dürfte. Z. B. stehen bei einer Temperatur von 18,2 ° C die Weibchen in Beziehung zu den Männchen wie 39 : 61 und bei einer solchen von 24,3 ° C ♀♀ : ♂♂ = 41 : 59. Mit einer Temperaturänderung von annähernd 7 ° C tritt eine Veränderung im Verhältnis der Geschlechter von nur 2 % ein, der keine Bedeutung beizumessen ist.

Allerdings muß in diesem Zusammenhang berücksichtigt werden, daß die Aufzucht meines Materials unter verschiedenen Temperaturen erst vom dritten Larvenstadium begann. Es ist möglich, daß die Temperatur während des Eiraupenstadiums einen Einfluß auf das spätere Geschlechterverhältnis ausübt.

Ganz anders zeigt sich das Bild des Geschlechterverhältnisses bei den Tieren, die bei gleicher Temperatur, jedoch unter verschiedener

Luftfeuchtigkeit aufgezogen wurden (5 Stufen: bei 18, 35, 55, 75 und 90 % relativer Luftfeuchtigkeit).

Abb. 13 zeigt diese Verhältnisse (n bedeutet jeweils die Zahl der Versuchstiere, die verschiedener Luftfeuchtigkeit ausgesetzt wurden). Die empirischen Punkte, die die Prozente der Weibchen bei verschiedener Luftfeuchtigkeit darstellen, reihen sich so aneinander, daß sie sich zwanglos zu einer Freihandkurve verknüpfen lassen Dieses Sexualindexkurve zeigt z. B., daß bei 18 % relativer Luftfeuchtigkeit das Geschlechtsverhältnis, bezogen auf die Zahl der Weibchen, im Verhältnis von 80 : 20 % steht, bei solcher von 55 % 60 : 40 ausmacht und bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von 75 % der tiefste Punkt der Sexualindexkurve bezüglich der Weibchen zu suchen ist. Mit steigender Luftfeuchtigkeit steigt die Sexualindexkurve wieder. Dies beträgt aber so wenig, daß mit der Möglichkeit eines Zufalls gerechnet werden muß.

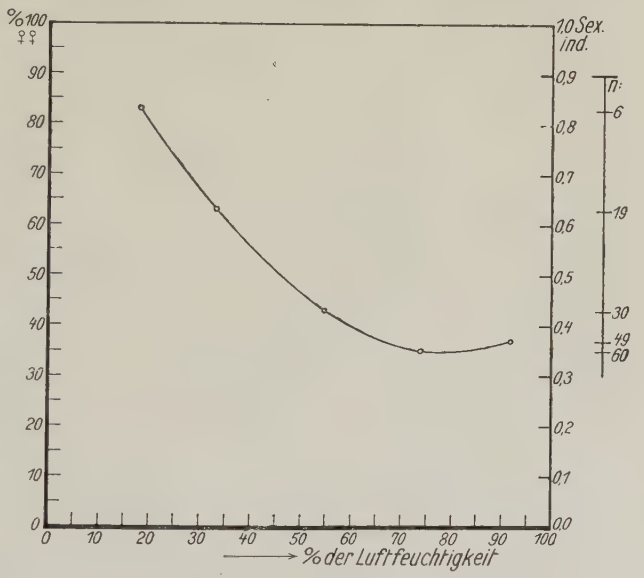


Abb. 13. Prozentanteil weiblicher Falter, bezw. Sexualindex bei Aufzucht der Raupen unter verschiedener relativer Luftfeuchtigkeit.

Man sieht also, daß eine Beziehung zwischen dem Geschlechterverhältnis und dem relativen Luftfeuchtigkeitsgehalt besteht, unter dem die Raupen von *Aporia crataegi* L. heranwachsen.

Meine Ergebnisse stützen sich allerdings auf verhältnismäßig wenig Untersuchungsmaterial. Falls das Ergebnis an einer größeren Menge Versuchsmaterial sich späterhin bestätigen sollte, so dürfte hier eine Erklärung für die differierenden Beobachtungen der obengenannten Autoren gegeben sein und gleichzeitig eine Antwort für eine der Voraussetzungen der Massenvermehrung des Baumweißlings.

Welcher Art der physiologische Einfluß der Luftfeuchtigkeit auf die Verschiebung des Geschlechtsverhältnisses ist, darauf gibt die vorliegende Untersuchung noch keine Antwort. Zwölfer (45), der bei der Nonne Verschiebungen des Sexualindex durch Temperatureinflüsse beobachtete, nimmt an, daß dies mit verschiedenartigen Widerstandsfähigkeiten der männlichen und weiblichen Raupen gegenüber Tem-

peratureinflüssen zusammenhängt. Möglicherweise liegen bei *Aporia crataegi* L. im Hinblick auf die Wirkungen der Luftfeuchtigkeit ähnliche Verhältnisse vor. —

Zusammenfassung.

1. Die Entwicklungsgeschwindigkeit der präimaginalen Stadien des Baumweißlings ist abhängig von der Temperatur. Die Luftfeuchtigkeit spielt hierbei keine wesentliche Rolle. Auf graphischem Wege ergeben sich mit Hilfe der Indexgeraden für die Entwicklungsnullpunkte (t_α = Werte) der einzelnen Stadien folgende Werte:

t_α (Larve III F.) . . . . = 6,8° C	t_α Larve IV) . . . . . = 8,0° C
t_α (Larve V) . . . . . = 6,0° C	t_α (♀ Puppe) . . . . . = 5,4° C
t_α (♂ Puppe) . . . . . = 8,0° C	t_α (Larve II) . . . . . = 6,8° C

Die Summen der effektiven Temperatur, die jedes einzelne Stadium für seine volle Entwicklung benötigt, bei entsprechenden Werten des Entwicklungsnullpunktes sind:

Larve III (Frühjahr): $T(t - t_\alpha) = K = 102$. Die kürzeste Entwicklungsdauer liegt bei 31,4 ° C und beträgt 4 Tage.

Larve IV: $T(t - t_\alpha) = K = 128$. Die kürzeste Entwicklungsdauer liegt bei 31,5 ° C und beträgt 6 Tage.

Larve V: $T(t - t_\alpha) = K = 301$. Die kürzeste Entwicklungsdauer liegt bei 30,2 ° C und beträgt 15 Tage.

Puppe: ♀: $T(t - t_\alpha) = K = 147$, ♂: $T(t - t_\alpha) = K = 138$. Die kürzeste Entwicklungsdauer für die Puppe liegt in beiden Geschlechtern bei 30,2 ° C und beträgt 6 Tage.

Larve II: $T(t - t_\alpha) = K = 170$. Die kürzeste Entwicklungsdauer liegt bei 33,8 ° C und beträgt 7 Tage.

Larve III (Herbst): (Die Summe der effektiven Temperatur ergab sich unter Benutzung des t_α = Wertes von Larve II) mit $K = 204$.

2. Die Lebensdauer des Falters steht ebenfalls in Abhängigkeit von der Temperatur. Für sie ist $T(t - t_\alpha) = K = 97$. Die kürzeste Lebensdauer liegt bei 30,6 ° C und beträgt 4 Tage.

3. Der Bereich der geringsten Sterblichkeit für Larve III liegt zwischen 16 und 35 ° C und 55—100 % relativer Luftfeuchtigkeit. Bei einer relativen Luftfeuchtigkeit von 100 % ist der optimale Bereich eng begrenzt, bei einer solchen von 75 % ist er am breitesten.

Der vitale Bereich liegt zwischen 5 und 40 ° C sowie zwischen 18—100 % relativer Luftfeuchtigkeit. Die untere tödliche Temperaturgrenze bei 75 % relativer Luftfeuchtigkeit liegt bei 5,5 ° C, die obere bei 40 ° C. Es ist anzunehmen, daß Larve III (Frühjahrsform) das empfindlichste Stadium ist und vom Standpunkt der Epidemiologie als ein kritisches Stadium des Baumweißlings angesehen werden kann.

4. Der Bereich geringster Sterblichkeit (10 % Mortalität) bei Larve II liegt zwischen 16 und 32,5 ° C sowie zwischen 55 und 100 % relativer Luftfeuchtigkeit.

Larve II zeigt größere Widerstandsfähigkeit als die Frühjahrsform von Larve III.

Ihr vitaler Bereich liegt zwischen 5 und 42 ° C, also ebenfalls um 2 ° C höher als jener von Larve III F.

5. Die Puppen, welche von Larven stammten, die dauernd 55 bis 100 % relativer Luftfeuchtigkeit ausgesetzt waren, zeigten bei 20,9 ° C das höchste Puppengewicht, das mit steigender Temperatur wieder abnahm. Das Gewicht der weiblichen Puppen wird in allen Temperaturstufen größer als das der männlichen.

6. Die Temperaturen, die während des Raupenlebens wirken, haben keinen Einfluß auf die Veränderung des Geschlechtsverhältnisses von *A. crataegi*. Lediglich die Luftfeuchtigkeit scheint hier von Bedeutung. Bei 18 % relativer Luftfeuchtigkeit ist der Prozentsatz der Weibchen am größten und sinkt mit steigender Luftfeuchtigkeit. Er ist am geringsten bei 75 % relativer Luftfeuchtigkeit.

Literatur.

1. Ali, Mithat, Experimentelle Untersuchungen über den Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Entwicklung des Schwammspinners, *Portetria dispar* L. Ztschr. f. ang. Ent. 1933, Bd. XX.
2. Bachmetjew, P., Die Variabilität der Flügellänge bei *Aporia crataegi* L. in Rußland und ihre Abhängigkeit von meteorologischen Elementen. Nachr. russ. Akad. d. Wissensch. VI. Ser., Nr. 11, Juni 1903.
3. — — Die Beziehung zwischen den Flügellängen von *Aporia crataegi* L. in Sofia (Bulgarien) als Resultat siebenjähriger nacheinanderfolgender Untersuchungen. Ztschr. f. wiss. Insektenbiologie 1909, Bd. 5, S. 110—113, 141—147, 186—196.
4. — — Die Variabilität der Flügellänge von *Aporia crataegi* L. in Österreich-Ungarn und Serbien. Dtsch. Ent. Ztschr. 1909, S. 655—660.
5. — — Die Beziehung zwischen der Flügellänge von *Aporia crataegi* L., welche in Rumänien gefangen wurden (1905), und den meteorologischen Elementen. Bull. Soc. Sc. Roumanie 1909, Ann. 17, S. 306—316.
6. — — Die Flügellänge bei *Aporia crataegi* L. in Rumänien 1905. (Zusammenfassung.) Ztschr. f. wiss. Insektenbiol. 1910, Bd. 6, S. 149.
7. — — Experimentelle entomologische Studien Bd. 2. Sofia 1907.
8. Bodenheimer, F. S., Der Massenwechsel im Tierreich. Forsch. u. Fortschr. Bd. 7, S. 10. Berlin 1931.
9. — — Welche Faktoren regulieren die Individuelzahl einer Insektenart in der Natur. Biol. Zentrbl. 1928, Bd. 48.
10. — — Über die Voraussage der Generationanzahl von Insekten. Die Bedeutung des Klimas für die landwirtsch. Entomologie. Ztschr. f. ang. Ent. 1926, Bd. 12, S. 91—122.
11. — — Über die Grundlagen einer allgemeinen Epidemiologie der Insektenkalamitäten. Ebenda Bd. 16. Berlin 1930.
12. Berlese, A., Insetti Nocivi. Portici 1900, S. 67—68.
13. Burkhardt, Über ein Massenauftreten von *Aporia crataegi* L. Ztschr. f. wiss. Insektenbiol. 1916, Bd. 12.
14. Drenowsky, Al. K., Über die vertikale Verbreitung der Lepidopteren auf dem Ryla-Gebirge (2924 m) in Bulgarien. Ztschr. f. wiss. Insektenbiol. 1910, Bd. 6.
15. Eckstein, K., Wo kommt in diesem Jahre der Baumweißling vor? Ent. Mittlg. 1914, Bd. 3.
16. Escherich, K., Die Forstinsekten Mitteleuropas Bd. III. Berlin 1932.
17. — — Das neue Gesicht der Forstentomologie. Forstwiss. Centralbl. Berlin 1930.

18. Friederichs, K., Noch einiges über die Ursachen stärkeren oder schwächeren Auftretens von Insektenarten. Anz. f. Schädl. 1930, Bd. 6.
19. Gillmer, M., Zur Entwicklungsgeschichte von *Aporia crataegi* L. Internat. Ent. Ztschr. 1915—1916, Bd. 9.
20. Hoffmann, F., Über das Vorkommen des Baumweißlings (*Aporia crataegi* L.) im Jahre 1914. Ent. Ztschr. Bd. 29. Frankfurt a. M. 1915/1916.
21. Janisch, E., Über die Grundbegriffe bei der Kausalanalyse der Insektenvermehrung. Anz. f. Schädl. 1931, Bd. 7.
22. — — Über die Wirkungsgröße der Umweltfaktoren bei der Massenvermehrung der Insekten. Deutsche Forschung Bd. 9. Berlin 1929.
23. Krause, H., Kurze Mitteilung über das Vorkommen von *Aporia crataegi* L., Int. Ent. Ztschr. 1915, Bd. 9.
24. Krasnyuk, P. J., Kpachiok N., *Aporia crataegi* L. Bull. Mleev Hort. Experim. Station Nr. 12, pp. 44. Mleev 1928.
25. Lehmann, H., Die Baumweißlingskalamität und die Organisation zu ihrer Bekämpfung. Flugschriften der Dtsch. Ges. f. ang. Ent. Nr. 10. Berlin 1922.
26. Martelli, G. M., Contributo alla conescenza dell'*Aporia crataegi* L. e di alkuni suoi parasitti ed epiparasitti. Boll. Lab. Zool., Portici XXV, pp. 171—241. Portici 1931.
27. Metalnikow, S., Utilisation des microbes dans la lutte contre *Lymantria* et autres insectes nuisibles. C. R. Soc. Biol., pp. 535—537. Paris 1930.
28. Pliginskii, W. G., Biologie und Morphologie des Baumweißlings (Russisch). Plant protection Tom 6. Leningrad 1929.
29. Pfaff, *Aporia crataegi* L. in Rumänien. Ent. Ztschr. XXXI 1917.
30. Reikowski, M., Vollständiges Verschwinden von *Aporia crataegi* L., Int. Ent. Ztschr. 1911—1912.
31. Reh, L., Über die Ursache stärkeren oder schwächeren Auftretens von Insekten. Anz. f. Schädl. 1925, Bd. 6.
32. — — In Sorauers Handbuch der Pflanzenkrankheiten Bd. 4. Berlin 1930.
33. Rossikow, K. N., *Aporia crataegi* L. and a new method of controlling it (Russisch). Protect. of plants from pests Nr. 5 (27), Supplement to („Friend of nature"). Petrograd 1915.
34. Stephan, Julius, *Aporia crataegi* L., Ztschr. f. wiss. Insektenbiol. 1910, Bd. 6.
35. Stellwaag, F., Der Baumweißling (*Aporia crataegi* L.). Ztschr. f. ang. Ent. 1924, Bd. 10.
36. — — Der Baumweißling (*Aporia crataegi* L.) und seine Bekämpfung. Flugblatt 70. Neustadt 1920.
37. Friederichs, K., „Licht und Insektenentwicklung". Sitzber. u. Abhdl. Natf.-Ges. Rostock 1933, 3. Folge, Bd. 4.
38. Tetzner, Rob., *Aporia crataegi* L., Ent. Ztschr. Bd. 29. Frankfurt a. M. 1915/1916.
39. Vassiliev, E., *Aporia crataegi* L. (Russisch). The Rodalien Farmer, Vinnitze Nr. 5—6, May-June 1916.
40. Witkowskij, N., Travaux de la Société des Naturalistes et des Amateurs des sciences naturelles de Bessarabie 1912—1913, Bd. V, S. 263.
41. Uwarow, B. P., Wetter und Klima in ihren Beziehungen zu den Insekten. Ztschr. f. ang. Ent. 1930, Bd. 17.
42. Zwölfer, W., Methoden zur Regulierung von Temperatur und Luftfeuchtigkeit. Ztschr. f. ang. Ent. 1932, Bd. 19.
43. — — Zur Lehre von den Bevölkerungsbewegungen der Insekten. Ztschr. f. ang. Ent. 1932, Bd. 19.
44. — — Studien zur Ökologie und Epidemiologie der Insekten. (Die Kieferneule, *Panolis flammea* Schiff.) Ztschr. f. ang. Ent. Bd. 17. Berlin 1931.
45. — — Studien zur Ökologie, insbesondere zur Bevölkerungslehre der Nonne, *Lymantria monacha* L. Ztschr. f. ang. Ent. 1933, Bd. 20.

Zur Frage der Abtötung des Kornkäfers mit Blausäure.

Von

G. Peters und **W. Ganter.**

(Deutsche Gesellschaft für Schädlingsbekämpfung, Frankfurt a. Main.)

(Mit 6 Abbildungen.)

Allgemeines.

Einer der größten Schädlinge der Landwirtschaft ist bekanntlich der Kornkäfer *(Calandra granaria),* er vernichtet jährlich 2—3 % unserer gesamten Getreideernte und führt auf diese Weise zu Verlusten von mehr als 100 Millionen RM jährlich. Die Kornkäferplage hat in den letzten Jahren besonders überhand genommen und jetzt auch die besondere Aufmerksamkeit der Behörden auf sich gelenkt. Seit Beginn dieses Jahres hat in verstärktem Maße eine Aufklärung der an der Bekämpfung des Kornkäfers interessierten Kreise eingesetzt. Eine Sitzung in der Biologischen Reichsanstalt in Berlin, an der prominente Mitglieder verschiedener Ministerien, der Landwirtschaft und der die Bekämpfungsmittel herstellenden Industrie teilnahmen, hatte den Zweck, die Wege, die bei der Bekämpfung des Kornkäfers einzuschlagen sind, zu ebnen. Trotzdem steht auch heute noch nicht eindeutig fest, in welcher Form am wirksamsten gegen den Kornkäfer vorgegangen werden kann, und noch im Flugblatt Nr. 128 der Biologischen Reichsanstalt, das im März dieses Jahres erschien, wird mitgeteilt, daß unbedingt zuverlässige und überall wirkende Begasungsmittel zur Bekämpfung des Kornkäfers noch nicht zur Verfügung ständen und die wissenschaftliche Forschung auf diesem Gebiet noch wichtige Aufgaben zu lösen habe. Die Ergebnisse der Kornkäferbekämpfungsmittel Areginal, Blausäure (Zyklon) und Äthylenoxyd (T-Gas) würden als befriedigend angesehen, ohne daß in allen Fällen ein durchschlagender Erfolg garantiert werden könne.

Im Zusammenhang mit der Blausäure-Entwesung von mit Schädlingen befallenen Räumen nimmt bekanntlich der Kornkäfer insofern eine Sonderstellung ein, als er gegen Blausäure verhältnismäßig widerstandsfähig ist. Gelegentliche Beobachtungen mangelnder Wirkung hoher Konzentrationen haben sogar zu der Annahme geführt, daß er einer Schockwirkung unterliege, die ihn ähnlich wie die bekannte

„protective stupefaction" der Schildläuse derartige Konzentrationen überleben lasse. Im Zusammenhang mit der Prüfung der Frage, wieweit die Wirkung der Blausäure auf Schädlinge von der Temperatur abhängig ist, schien es angebracht, entsprechende Versuche gerade mit dem Kornkäfer auszuführen, da einerseits die dafür erforderlichen Konzentrationen experimentell leichtere Bedingungen darstellen, andererseits gleichzeitig die Annahme der genannten Schockwirkung dabei nachgeprüft werden konnte.

Die Aufgabe, die wir uns gestellt haben, läuft also darauf hinaus, Abtötungskurven als Funktion von Einwirkungszeit und Blausäurekonzentration bei verschiedenen Temperaturen für den Kornkäfer zu

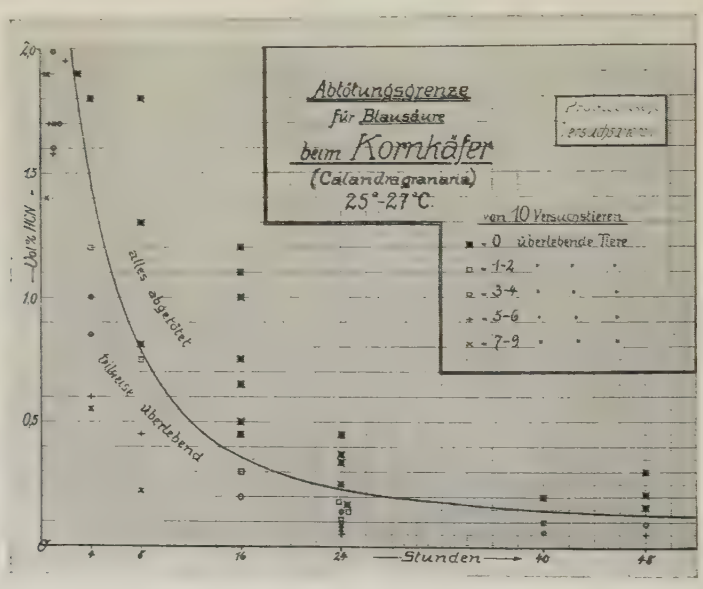


Abb. 1.

ermitteln. Dieses etwas mathematisch anmutende Ziel machte zunächst eine grundsätzliche Klärung erforderlich: es galt festzustellen, ob nicht biologische Faktoren, insbesondere die individuellen Verschiedenheiten der einzelnen Versuchstiere, ihr Alter, ihr Geschlecht und ihre Widerstandsfähigkeit die Versuchsergebnisse beeinflussen und die gesuchten Beziehungen derartig stark überdecken, daß eindeutige Folgerungen dadurch unmöglich gemacht würden. Es wurde versucht, diese Faktoren dadurch auszuscheiden oder wenigstens zu unterdrücken, daß sowohl eine möglichst große Anzahl von Einzelversuchen vorgenommen als auch die zu jedem dieser Einzelversuche verwandte Käferzahl groß genug gewählt wurde, um eine möglichst große Wahrscheinlichkeit für ein richtiges Durchschnittsergebnis zu erhalten. So wurden zu einer zunächst mit einfachen Mitteln ausgeführten Versuchsserie etwa 800 Kornkäfer verbraucht, und zwar so, daß zu jedem einzelnen Ver-

such jeweils 10 Stück, gelegentlich 20 Stück und in einigen Fällen sogar 50 Stück gleichzeitig verwandt wurden. Das Ergebnis dieser ersten Versuche war durchaus ermutigend. Die Ergebnisse ließen sich ohne Zwang in einem Diagramm zu einer Kurve, eben der gesuchten Abtötungsgrenze, zusammenstellen, wobei nur verschwindend wenige Punkte von der allgemeinen Gesetzmäßigkeit abwichen (Abb. 1).

Die erwähnten Tastversuche wurden derartig vorgenommen, daß jeweils eine bestimmte Anzahl von Kornkäfern unter Glasglocken von 20—30 l Inhalt gebracht und einer aus flüssiger Blausäure entwickelten Konzentration für bestimmte Zeit ausgesetzt wurden. Dabei konnte natürlich weder Konstanz der Temperatur noch Gleichmäßigkeit der Gaskonzentration erzielt, noch die letztere zuverlässig genug bestimmt werden. So zuverlässig die Ergebnisse auch zu sein schienen, einer gründlichen Kritik hätten sie nicht ohne weiteres standhalten können; die Frage aber, ob nach dem angewandten „Wahrscheinlichkeitsprinzip" überhaupt brauchbare und mathematisch auswertbare Versuchsergebnisse zu erreichen sind, war eindeutig und positiv beantwortet. Nach diesem vorläufigen Versuchsergebnis, das uns bereits ziemlich brauchbare Werte für das Temperaturgebiet zwischen 25° und 27° C gab, wurde nunmehr eine in jeder Beziehung einwandfrei arbeitende und vor allem Schwankungen in Temperatur und Konzentration ausschließende Versuchsanordnung geschaffen.

Apparatur und Versuchsanordnung.

Um zu eindeutigen, zuverlässigen und jederzeit reproduzierbaren Versuchsergebnissen zu kommen, mußten von vornherein möglichst alle Fehlerquellen ausgeschaltet werden, die die Resultate in einem später schwer abschätzbaren Grade verfälschen und unkontrollierbar machen konnten. Daher mußte die Versuchsapparatur folgenden Bedingungen Rechnung tragen:

1. beliebig einstellbare, konstant zu haltende Konzentration, die jederzeit nachprüfbar ist,
2. konstante Temperatur,
3. konstante Feuchtigkeit.

Ferner mußte die Versuchsanordnung noch folgende weitere Bedingungen berücksichtigen:

4. die Versuchstiere mußten unter sich möglichst gleichartig und von gleicher Herkunft sein, sowie
5. während der Dauer der Versuche und besonders während der anschließenden längeren Beobachtungszeit in einer ihrer bisherigen Umgebung entsprechenden oder doch wenigstens möglichst angenäherten Weise gehalten werden (besonders mit Bezug auf die gewohnten Futterverhältnisse),
6. die Versuche mußten so ausgeführt werden, daß sich ihre Ergebnisse auch für die in der Praxis herrschenden Verhältnisse auswerten ließen.

Um alle diese Bedingungen zu erfüllen, wurde im Blausäurelaboratorium der Deutschen Gesellschaft für Schädlingsbekämpfung m. b. H., Frankfurt am Main, eine besondere Apparatur konstruiert, die es gestattete, bis zu 6 Einzelversuchen unter genau gleichen Bedingungen gleichzeitig durchzuführen, was die Dauer einer Versuchsserie wesentlich abkürzte. Dabei wurden bei jeder Versuchsserie Temperatur und Konzentration gleich und konstant gehalten und nur die Einwirkungszeit variiert.

Abb. 2.

Die Apparatur (Abb. 2) besteht aus 6 Glasfilterzellen, mit Gummidichtung, die symmetrisch um eine Gasverteilersäule aus Messing angeordnet sind und ebenso eine gemeinsame Gasableitung haben. Vor Eintritt in die Zellen wird das Gas bezw. das HCN-Luftgemisch in dem Verteilersystem und davor schon in einer langen Kupferrohrspirale auf eine vorher einstellbare konstante Temperatur gebracht, die unmittelbar vor den Zellen abgelesen werden kann. Hinter jeder Zelle ist zur Kontrolle der Strömungsgeschwindigkeit des Gasgemisches eine Waschflasche angeordnet, die durch eine kurze Schlauchleitung mit einer Absorptionsflasche für HCN verbunden ist; über dieses Absorptionsgefäß sind alle 6 Zellen an eine kleine Saugpumpe angeschlossen. Die Apparatur steht mit ihren sechs Zellen, der Verteilersäule und der Spirale in einem Wasserbad, das mittels eines Thermostaten auf konstanter Temperatur gehalten werden kann (Abb. 3).

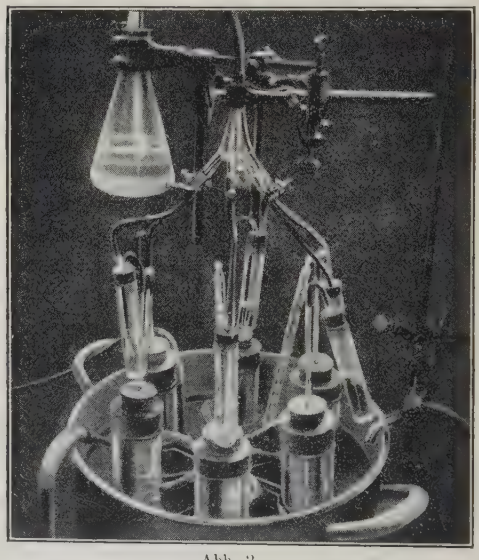


Abb. 3.

Die gesamte Versuchsanordnung war folgende:

In einer gasdichten Kammer von ungefähr 14,5 m^3 Inhalt wurde nach der Bottich-Methode — durch Zusammenbringen von NaCN und verdünnter H_2SO_4 — Blausäure entwickelt, die mit dem Luftinhalt der Kammer ein Gasluftgemisch von bestimmter, vorher berechneter und während der ganzen Dauer der Versuche ständig kontrollierter CN-Konzentration bildete, das mittels eines Ventilators ständig durchmischt wurde, um dauernde Homogenität zu erhalten. Temperatur- und Feuchtigkeitsmessungen vervollständigten die Kontrolle des Kammerinhaltes. Die oben beschriebene Apparatur wurde nun durch eine kurze Schlauchleitung an die Kammer angeschlossen und dann aus dieser ein ständig gleichmäßiger Gasstrom mittels einer kleinen Tropfenpumpe durch die Apparatur hindurchgesaugt.

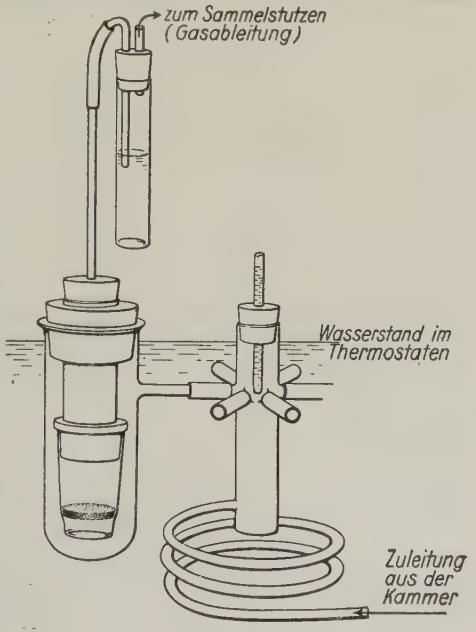


Abb. 4.

Beim Durchströmen der Kupferrohrspirale in der Verteilersäule nimmt das Gas die gewünschte Temperatur an und dringt von unten durch den Glasfilterboden in die Zellen (vgl. Abb. 4) ein, in die nach einer genügend langen Durchsaugzeit die Versuchstiere (in jede Zelle 10 Stück) eingebracht werden. Die Strömungsgeschwindigkeit beträgt in dem Teil der Zelle, in dem sich die Tiere befinden, also unmittelbar über dem Glasfilterboden, etwa 5 mm/Sek., so daß von einer irgendwie gearteten Beeinflussung der Käfer durch „Zugwirkung" nicht gesprochen werden kann. Andererseits werden durch die ständige Erneuerung des Gasgemisches Konzentrationsänderungen durch Wandadsorption und durch gelegentliche kleinere Undichtigkeiten mit Sicherheit vermieden.

Da bei einer Durchgasung in der Praxis die Käfer sehr oft inmitten des Getreides vom Gas getroffen werden und den eventuell überlebenden nur noch begaste Körner als Nahrung zur Verfügung stehen, wurde auch in die Zellen eine bestimmte Anzahl Weizenkörner den Käfern beigegeben, mit begast und auch später für die Dauer der mindestens 7tägigen Beobachtung bei ihnen als einzige Nahrung belassen. (Hier soll jedoch gleich bemerkt werden, daß von dem begasten Getreide keineswegs etwa eine Giftwirkung ausgehen kann, da mit Blausäure begastes Getreide keine Gasmengen mehr abgibt und etwa aufgenommene Blausäuremengen in den Körnern resorbiert und umgewandelt werden.) Die Versuche wurden so durchgeführt, daß nach

dem Beschicken der Zelleneinsätze (Glasfilter) mit je 10 Käfern und Weizenkörnern die lange vorher schon von Gas durchströmten Zellen schnell geöffnet, die beschickten Filtereinsätze eingesetzt, die Zellen wieder geschlossen und alle Gummidichtungen mit Kollodiumlösung überstrichen wurden. Die Dauer der Begasungszeit wurde vom Augenblick der Beendigung der Zellenabdichtung an bis zum Wiederlüften des äußeren Gummiringes am oberen Ende der Zelle gerechnet. Während des Öffnens und Schließens der Zellen wurde die Saugpunpe abgestellt (um keine Außenluft anzusaugen). Die Dauer der Begasung wurde — wie erwähnt — bei jeder Zelle anders gewählt, so daß sich stets eine Serie von Einzelresultaten ergab, bei denen alle übrigen Versuchsfaktoren (Gaskonzentration, Temperatur, Feuchtigkeit) unbedingt von gleicher Art und Größe waren. Bei den Einzelversuchen mit sehr langer Einwirkungszeit macht sich natürlich ein gewisses Absinken der Konzentration durch das ständige Absaugen des Gas-Luft-Gemisches aus der Kammer bemerkbar. Dieser Verlust ist bei der Größe der Kammer und der geringen Strömungsgeschwindigkeit durch die Apparatur jedoch so gering (unter 1% pro 24 Stunden), daß er bei der graphischen Darstellung vernachlässigt werden konnte.

Nach der Begasung wurden die Käfer, die in jedem Falle bewegungslos waren, zusammen mit dem begasten Getreide in mit Fließpapier ausgelegte Petrischalen gebracht und im Brutschrank bei etwa 25° C aufbewahrt. Die tägliche Kontrolle und die Auszählung der zum Teil allmählich wieder zum Leben erwachenden Käfer wurde bis zum siebenten Tage durchgeführt, denn erst mit dem fünften oder sechsten Tage läßt sich mit Sicherheit sagen, daß ein lebloser Käfer auch wirklich tot ist. Andererseits zeigte sich, daß Käfer, die sich etwa nach dem ersten oder zweiten oder dritten Beobachtungstage wieder zu bewegen begannen und dann vorübergehend ohne sichtbare Schädigung herumliefen, nach kurzer Zeit doch eingingen (Schwächetod). Da es sich nicht sicher entscheiden ließ, ob und in welchem Maße der Schwächetod allein eine Folge der Begasung war, wurde im Hinblick auf die praktische Nutzanwendung nach der Seite der größeren Sicherheit hin entschieden und nur solche Käfer als „tot" registriert, die während der ganzen Beobachtungszeit keinerlei Spuren von Leben gezeigt hatten.

Eine besondere Schwierigkeit, die allen biologischen Versuchsreihen dieser Art gemeinsam ist, stellt die Auslese der für die Versuche verwendeten Käfer dar. Immer unter Voranstellung der Auswertbarkeit der Ergebnisse für die Praxis kam es darauf an, die Wirkung von Konzentration und Einwirkungszeit gerade auf die relativ widerstandsfähigsten Tiere zu untersuchen und deren Abtötungskurve festzustellen. Es wurden daher möglichst nur die größten Käfer ausgesucht, soweit es das vorhandene Material überhaupt zuließ. Wegen der geforderten Vergleichbarkeit der Einzelergebnisse miteinander wurden nur Käfer aus derselben Zucht von gleicher Größe, gleicher Färbung (tiefschwarz),

gleichem Ernährungszustande und gleichem Temperament (gemessen an ihrer Bewegungsintensität) zu den Versuchen verwendet. Das Zuchtglas sowohl wie die Petrischalen mit den begasten Käfern wurden im gleichen Brutschrank aufbewahrt.

Es wurden mit zwei Apparaturen, die an eine Gaskammer angeschlossen waren, also das gleiche Gasgemisch erhielten, zwei große Versuchsreihen durchgeführt, die sich nur durch die Temperatur des Gasgemisches unterschieden (17 ° C und 35 ° C). [1]) Die Konzentration in der Kammer wurde im Laufe der Tage und Wochen stufenweise durch kurzes Öffnen und Absaugen von 35 g bis auf 2 g CN pro m^3 vermindert.

Versuchsergebnisse.

Die graphische Darstellung der Versuchsergebnisse erfolgte in Form von Kurven (grau für 35 ° C, schwarz für 17 ° C), die die Abtötung in Abhängigkeit von Konzentration und Einwirkungszeit zeigen (Abb. 5). Alle Resultate mit hundertprozentiger Abtötung sind als Vollkreise, die mit unvollständiger Abtötung als Leerkreise in der Farbe der zugehörigen Kurve eingezeichnet. Es ergibt sich jeweils eine deutliche Grenze, genauer gesagt, ein schmaler Grenzstreifen, durch den sich zwanglos die zugehörige Grenzkurve ziehen läßt, die einer Produktenkurve von der Formel $W = c.t$ sehr nahe kommt. Im Gebiet oberhalb der Kurve herrscht vollständige (100 %ige) Abtötung, unterhalb eine mit wachsendem Abstand der Kurve immer geringer werdende Abtötungswirkung.

Die Regelmäßigkeit der Ergebnisse erstreckt sich nicht nur auf die hundertprozentige Abtötung, sondern, soweit dies bei biologischen Untersuchungen überhaupt zu erwarten ist, auch auf die prozentuale Verminderung der Abtötung bei kürzeren Einwirkungszeiten. Die nachfolgende Tabelle gibt eine Übersicht über die normale Verminderung der Abtötung in Abhängigkeit von der Einwirkungszeit. Damit sollen gleichzeitig einige Beispiele aus der für diese Berichterstattung viel zu umfangreichen Versuchsstatistik gegeben werden (s. Tab. S. 555).

Durch den durchaus normalen Verlauf der Kurven nach der Formel $W = c.t$ ist ein absolut normales Verhalten der Kornkäfer gegenüber den Giftwirkungen der Blausäure erwiesen. [2]) Jedenfalls bieten die Kurven keinerlei Bestätigung für die Theorie einer Schockwirkung oder sonstiger Anormalitäten.

Einfluß der Temperatur: Der Unterschied zwischen den Ergebnissen bei 17 ° C und 35 ° C ist sehr erheblich und beträgt an der Einwirkungszeit gemessen im Mittel ungefähr $3^1/_3$. Bei knapp 4 g CN/m^3

---

[1]) Inzwischen wurden weitere Messungsreihen bei 0 ° und bei 10 ° C ausgeführt. (Vgl. w. u. den Abschnitt über Einfluß der Temperatur.)

[2]) Die Tatsache, daß diese Habersche Formel auch auf den Kornkäfer Anwendung finden muß, ist inzwischen durch eine Nachprüfung seitens der Biologischen Reichsanstalt bestätigt worden.

nennt die graue Kurve eine Einwirkungszeit von 6 Stunden, die schwarze sogar eine von 24 Stunden, also das 4fache. Auch bei den hohen

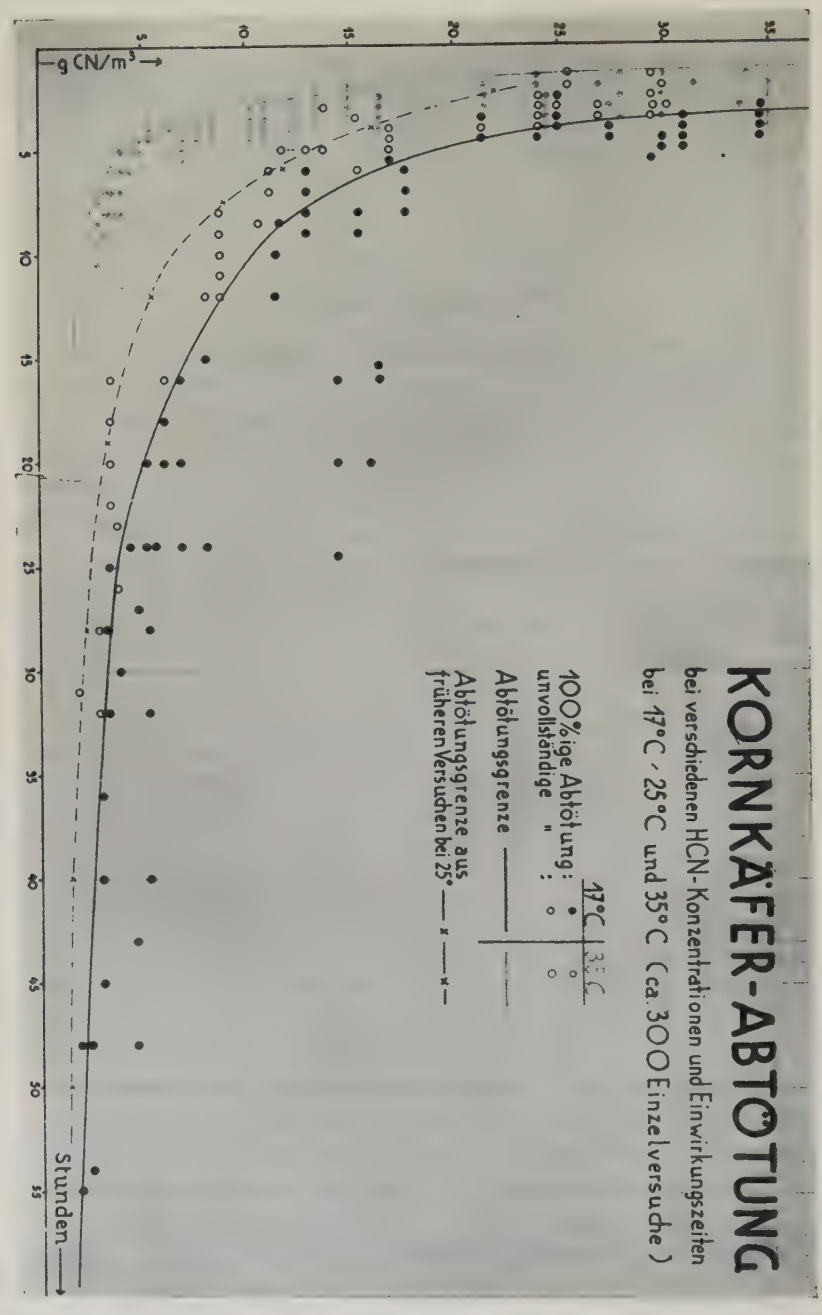


Abb. 5.

Konzentrationen beträgt die Zeitverlängerung der schwarzen gegenüber der grauen Kurve das 2,5—3fache. Erst bei Konzentrationen unter

HCN-Konzentrationen und Einwirkungszeiten

Bei 17° C			Bei 35° C		
Konzentration in g CN/m³	Einwirkungszeit in Stunden	von 10 Käfern waren tot	Konzentration in g CN/m³	Einwirkungszeit in Stunden	von 10 Käfern waren tot
30	1½	1	30	½	8
	2	4		1	9
	3	5		1½	10
	3½	10			
24	2½	6	21,5	1	7
	3	7		1½	9
	3½	8		2	10
	4	9	16	1	2
	4½	10		1½	8
15,5	3½	5		2	9
	6	8		2½	10
	8	10			
			11	2½	8
11,5	5	4		3	10
	6	7			
	7	9	8,5	3	9
	10	10		4	10
8,5	8	0	5	3½	6
	9	4		4	8
	10	7		4½	10
	12	8			
	15	10	3,8	5	7
6	16	6		6	8
	18	10		7	10
3,5	16	2	2,5	8	9
	18	8		9	10
	20	9			
	25	10			

1 g CN/m³ hat der an sich noch immer große Unterschied keine praktische Bedeutung mehr, weil dann auch bei 35° C zu lange Einwirkungszeiten notwendig würden, zu lang insbesondere infolge der Schwierigkeit, ausgedehnte Begasungsobjekte längere Zeit auf einer Temperatur von 35° C zu halten.

In dem Diagramm ist außerdem noch die Abtötungskurve eingezeichnet, die sich aus den Vorversuchen für das Temperaturgebiet um 25° ergab. Man erkennt ohne weiteres die Gesetzmäßigkeit, die darin beruht, daß bei 35° C die Kornkäfer wesentlich empfindlicher gegen Blausäure als bei 25° C sind und diese Empfindlichkeit weiter verringert wird, wenn die Temperatur von 25° auf 17° sinkt. Die Ver-

ringerung der Empfindlichkeit drückt sich in einer entsprechenden Verlängerung der Einwirkungszeit oder Erhöhung der Konzentration aus. Am übersichtlichsten läßt sich dies ausdrücken, wenn man die aus dem Diagramm zu errechnenden Werte des $W = c \cdot t$ für die verschiedenen Temperaturen nebeneinanderstellt. Diese Wirkungszahlen, die nach Haber meist in Milligramm für die Konzentration und Minuten für die Zeit ausgedrückt werden, seien nachfolgend in Gramm und Stunden angegeben, um unnötig große Zahlen zu vermeiden. Aus Konzentration mal Zeit findet man für 35 ° C zwischen 20 und 30, für 25 ° C etwa 60 und für 17 ° C Werte, die zwischen 90 und 100 schwanken.[1])

Hieraus könnte man nun folgern, daß bei weiterem Fallen der Temperatur eine weitere Steigerung des $W = c \cdot t$ erfolgt, die Kurve für 0 ° C also etwa in entsprechender paralleler Verschiebung durch Extrapolation gefunden werden könnte. So sehr es gegeben erscheint, für die Temperatur von 0 ° C mit einem W von 170—200 zu rechnen, so muß jedoch darauf Bedacht genommen werden, daß der biologische Zustand der Kornkäfer bei dieser Temperatur ein ganz anderer ist als bei Temperaturen über 15 ° C. Es wurde also auch bei 0 ° nochmals die lange Serie der Versuche über das ganze Gebiet der in Frage kommenden Einwirkungszeiten und Konzentrationen durchgeführt, um diese Frage zu klären.

Die bei 0 ° C ausgeführten Versuche ergaben nun überraschenderweise, daß $W = c \cdot t$ in diesem Temperaturgebiet nicht wesentlich von dem bei 17 ° gefundenen abweicht. Es hat sogar eher den Anschein, als ob die Empfindlichkeit der Kornkäfer bei 0 ° C gegenüber der bei 17 ° C wieder etwas gesteigert sei. Diese auch für die Praxis der Schädlingsbekämpfung außerordentlich wichtige Feststellung findet zum Teil wohl ihre Begründung damit, daß die Kornkäfer bei 0 ° C in einem gewissen Starrezustand sich befinden und der Blausäure noch weniger Schutzmaßnahmen entgegenzustellen vermögen als bei höheren Temperaturen. (Hierin könnte also gegebenenfalls ein indirekter Beweis der Schocktheorie erblickt werden, doch scheint uns diese Ausdeutung der Anormalität nicht genügend begründet.) Die tiefe Temperatur allein hat auf die Käfer keinen merklichen Einfluß. Ein Leerversuch zeigte, daß selbst Käfer, die 6 Tage lang in der Versuchsapparatur bei 0 ° C ohne Blausäurezutritt gehalten wurden, während dieser Zeit zwar starr lagen, sich nach dem Herausbringen aus den Zellen aber als lebend erwiesen und keinen Schaden genommen hatten.

Die Frage, ob zwischen 0 und 17 ° ein Minimum der Empfindlichkeit liegt, ist noch nicht geklärt und soll durch weitere Versuche ge-

---

[1]) Die unter [2]) erwähnten Untersuchungen der Biologischen Reichsanstalt ergaben für die Temperatur von 21 ° C ein c . t-Produkt von 3 500 000 als Wirkungszahl, wobei die Zeit in Minuten und die Konzentration in Milligramm ausgedrückt sind. Dies entspricht nach unserer Rechnungsweise (in Gramm und Stunden) einer Wirkungszahl 60 und bildet somit eine erfreuliche Bestätigung unserer eigenen Messungsergebnisse.

prüft werden. Bisher vorliegende Versuchsergebnisse machen es wahrscheinlich, daß bei einer zwischen 0 ° und 17 ° liegenden Temperatur bei 5 ° oder 10 ° ein solches Minimum liegt.

Übertragung der Ergebnisse auf die Praxis.

Die unmittelbare Übertragung der vorliegenden Ergebnisse auf den praktischen Fall einer Baudurchgasung stößt insofern auf ein Hemmnis, als sich in der Praxis die Konzentrationen nicht während der ganzen Dauer der Einwirkungszeit konstant halten lassen, sondern zuerst sehr schnell ansteigen, um dann ziemlich stetig innerhalb von 24 oder 48 Stunden auf etwa 30 % oder 20 % ihres Maximalwertes zu fallen. Es wurden daher weitere Versuche durchgeführt, die Aufschluß darüber

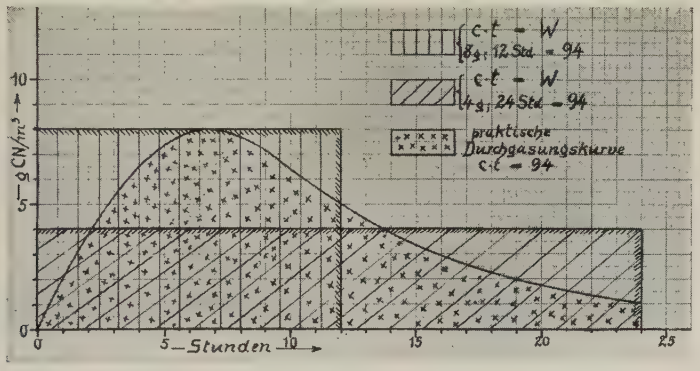


Abb. 6.

geben sollten, ob fallende Konzentrationskurven mit horizontal verlaufenden Konzentrationskurven mit Bezug auf ihre Wirkung nach mathematischen Grundsätzen in Vergleich zu setzen sind. Der nahezu mathematisch genaue Verlauf der oben gefundenen W = c . t-Kurven berechtigte ohne weiteres zu solchen Überlegungen.

Mathematisch betrachtet ist der biologische Effekt einer Blausäureeinwirkung proportional dem Produkt aus Konzentration und Einwirkungszeit. Dieses Produkt wird im Koordinatensystem dargestellt durch die von der Konzentrationskurve und der Abszisse begrenzte Fläche. Es ist einleuchtend, daß jede solche Fläche, also die Wirkung jedes beliebigen Konzentrationsverlaufes, mit den Rechtecken c . t unseres Abtötungsdiagrammes verglichen werden kann; dabei bleibt es einerlei, ob man bei der Konstruktion der Vergleichsfläche von der Gleichheit der Zeitlänge t oder von der Gleichheit des Maximums der Konzentrationshöhe c ausgeht. Das Diagramm in Abb. 6 macht dies deutlich. Eine HCN-Konzentrationskurve sei bei einer Durchgasung ermittelt worden; die durch sie und die Koordinaten begrenzte Fläche (mit Kreuzen bezeichnet) ist sowohl der Fläche mit gleichem c, als auch

der mit gleichem t inhaltlich gleich. Beide entsprechen der Formel c . t = 96 (Konzentration = 8 g CN bezw. 4 g CN, Einwirkungszeit = 12 Stunden bezw. 24 Stunden).

Die Bedeutung der Zahl 96 oder jeder anderen so gefundenen Flächenzahl wird klar, wenn man die Ergebnisse aus dem Hauptdiagramm in Abb. 5 anders ordnet. Die Auswertung der Abtötungskurve von 17 ° C zeigt, daß alle 100 %igen Abtötungsresultate mindestens ein Produkt c . t zwischen 90 und 100 voraussetzen; unter 90 fällt der Abtötungsprozentsatz langsam. Theoretisch gesehen kann man somit von jeder Zeit/Konzentrationsfläche, deren Wert über 100 liegt, annehmen, daß sie bei 17 ° von hundertprozentiger Wirkung auf Kornkäfer ist. Es wäre somit nicht mehr schwer, Voraussagen über die Wirkung der Blausäure auf den Kornkäfer auch für die Begasungspraxis zu machen, wenn der Konzentrationsverlauf über eine gewisse Zeit zuverlässig genug vorausgesagt werden kann. Es versteht sich, daß dies wieder die Kenntnis der durchschnittlichen Konzentrationsverhältnisse an allen dafür in Frage kommenden Ecken und Verstecken voraussetzt, wo Kornkäfer vermutet werden müssen. Bei höheren Temperaturen als 17 ° C kommen entsprechend niedrigere Wirkungszahlen in Frage; die Kurve bei 35 ° C zeigt, daß 100 %ige Abtötung bei dieser Temperatur bei einer Wirkungszahl von 20—30 (gegenüber 90—100 bei 17 ° C) liegt.

Diese zunächst rein mathematischen Folgerungen waren nun auf ihre biologische Gültigkeit mit der oben beschriebenen Apparatur zu prüfen. Die Versuchsanordnung blieb dabei grundsätzlich unverändert, nur mußte dafür gesorgt werden, daß der Konzentrationsverlauf einigermaßen dem Verlauf praktisch ermittelter Durchgangskonzentration entsprach. Dies konnte leicht in der Form geschehen, daß ein langsames Ansteigen der Konzentration bis zu dem gewünschten Maximum durch besondere Ausschüttungsbedingungen der erforderlichen Zyklonmengen erzwungen wurde, während das langsame Abklingen der Konzentration durch entsprechende kontinuierlich wirkende Lüftungsmaßnahmen gewährleistet wurde. Es wurden zwei voneinander grundsätzlich verschiedene Konzentrationstypen erzeugt: in einem Falle hohes Maximum von 10—12 g CN/m³ und entsprechend rasches Absinken der Konzentration; im zweiten Falle nur 4—5 g CN/m³ als Maximum und entsprechend langsameres Absinken der Konzentration.

Die Ergebnisse dieser letzten Versuche, die hier in ihren Einzelheiten nicht aufgeführt zu werden brauchen, bestätigen die Richtigkeit der obigen Überlegungen. Von unerheblichen Abweichungen, die in der Natur der Materie liegen, abgesehen, blieben die Abtötungsresultate ziemlich genau innerhalb der Grenzen, die rein rechnerisch aus der Hauptkurve (Diagramm Abb. 5) zu erwarten waren. Es ist damit bewiesen, daß die eingeschlagene Methode der Messung des Einflusses der Blausäure auf den Kornkäfer zu für die Durchgasungspraxis brauchbaren Ergebnissen geführt hat.

Zusammenfassung.

Zu prüfen war die Frage, ob der Kornkäfer sich gegenüber der Blausäure irgendwie anormal verhält und die Blausäure daher für seine Bekämpfung tatsächlich nicht in Frage kommt.

Mit einer provisorischen Versuchsanordnung wurde zunächst die Tatsache sichergestellt, daß bei Vornahme einer genügenden Zahl von Einzelversuchen ein nach allgemeinen Grundsätzen auswertbares Durchschnittsergebnis zustande kommt.

Danach wurde eine Apparatur konstruiert, die die Fortsetzung der Versuche unter Sicherstellung eindeutiger Versuchsbedingungen, d. h. insbesondere Konstanz der Temperatur und HCN-Konzentration, ermöglichte, und damit eine tunlichst große Anzahl von Einzelversuchen (ca. 240) durchgeführt.

Das Ergebnis der insgesamt etwa 300 Einzelversuche läßt sich dahin zusammenfassen, daß die Einwirkung der Blausäure auf den Kornkäfer in mathematisch erfaßbarer Form nach der bekannten Gleichung $W = c \,.\, t$ erfolgt und von einem anormalen Verhalten des Kornkäfers nur insoweit gesprochen werden kann, als er im Gegensatz zu anderen Schadinsekten verhältnismäßig hohe Blausäurekonzentrationen benötigt.

Eine Übertragung dieser im Laboratorium gefundenen Ergebnisse auf die anders gelagerten Verhältnisse der Durchgasungspraxis ist ebenfalls nach allgemein geltenden theoretischen Überlegungen möglich. Die Richtigkeit dieser Überlegungen wurde durch entsprechende Versuche nachgewiesen.

Zur Kenntnis schädlicher Lepidopteren sibirischer Nadelhölzer.

Von

W. Ermolajew und **W. Wassiljev**, Krassnojarsk.

I. Das Auftreten des Kiefernspinners *Dendrolimus pini* L. in Sibirien.

Obschon der Kiefernspinner *Dendrolimus pini* L. zu den wichtigsten Schädlingen der Kiefer zählt, sind wir über seine Lebensweise und Verbreitung in Sibirien noch unvollkommen unterrichtet, infolge der bislang unzureichenden Erforschung der sibirischen Wälder. N. Kusnetzov (5) bemerkt, daß „die Verbreitungsgrenzen des *D. pini* L. in Asien und ferner jene des *D. sibiricus* Tschtv. in Europa zum Teil noch unbekannt sind, und zwar hauptsächlich deshalb, weil eine halbwegs zuverlässisge Unterscheidung beider Arten erst seit kurzem (1903—1908) möglich ist. Ältere Angaben über die geographische Verbreitung beider Rassen sind daher revisionsbedürftig". Die Veröffentlichung neuer sibirischer Fundorte von *D. pini* besitzt demnach gewisses Interesse.

Fundorte in Westsibirien: Die erste Auffindung einer Raupe dieser Art blieb dem einen von uns (W. Wassiljev) vorbehalten. Sie wurde in der Umgebung der forstentomologischen Station im Bezirk Taljmensky, etwa unter 54° n. Br. und 84° östl. Länge als erwachsene Raupe am 14. Juni 1930 in einem 8jährigen Kiefernjungholz an einem Stamm erbeutet. Später gelang es dem zweiten von uns (W. Ermolajew) in demselben Bezirk etwa 50 km südlich dieses Fundortes das Vorkommen von *D. pini* ebenfalls festzustellen. Hier in der Umgebung des Dorfes Boljscjoj Kokuj wurden 3 Raupen im Winterlager unter der Streudecke eines Kiefernwaldes gefunden. Die eine (16. April 1934) war von mittlerer Größe und hatte eine Länge von 35 mm, die zweite, die am 28. April 1934 aufgefunden wurde, maß 18 mm; ihr Kopfkapseldurchmesser betrug 2,5 mm. Die dritte und größte Raupe wurde noch am 3. Mai 1934 im Winterlager entdeckt.

Übrigens fanden wir in diesem Gebiet zugleich zahlreiche Reste von Kiefernspinnern, wie leere Kokons, Raupenkadaver mit anhaftenden *Braconiden*kokons, Kotstücke usw. Es deutet dies darauf hin, daß hier

im Vorjahr eine stärkere Vermehrung des Kiefernspinners stattgefunden hatte. Weitere Massenvermehrungen wurden in der Umgebung der Stadt Bijsk (Westsibirien) festgestellt. Hier hatte im Frühjahr 1934 der eine von uns (W. Wassiljev) im städtischen ~~Tannen~~wald rund 4 bis 12 Kiefernspinnerraupen je Quadratmeter gezählt.

Fundorte in Ostsibirien: Gelegentlich einer forstentomologischen Expedition nach Ostsibirien in den Bezirk Tajschet im Jahre 1933, an der beide Verfasser teilnahmen, wurde von uns in der Nähe des Fleckens Gonziewka (= Boljschaja Retschka) unter 55° 30 n. Br. und 97° 30 östlicher Länge 3 Raupen von *D. pini* L. und 3 solche von *D. sibiricus* Tschtv. aufgefunden:

Eine verpuppungsreife *pini*-Raupe erhielten wir am 5. Juni 1933. Auf einem Windwurfstamm am linken Ufer des Flusses Tagul kriechend, war sie im Begriffe, einen Verpuppungsort aufzusuchen. Die zweite *pini*-Raupe war von Parasiten abgetötet; wir fanden den Kadaver am Gezweig einer jungen Tanne am 22. August 1933. Die dritte Raupe endlich wurde dort am 22. September in der Waldstreu im Winterlager aufgefunden. Sie war fast erwachsen. Die beiden letzterwähnten Raupenfundorte lagen in einem Kiefernbestand westlich der Wasserscheide und 10 km von dem Zusammenfluß der Birjussa und des Taguls entfernt. Hier herrschte in älteren Beständen die Kiefer vor. In jüngeren Beständen fanden sich Kiefern, Zedern, Tannen, und als Unterholz Ebereschen und Erlen. Der Kronenschluß betrug 1,0. Die Bodendecke war von mittlerer Stärke. Sie bestand im wesentlichen aus *Vaccinium myrtillosum*. Auf 100 qm abgesuchter Probefläche fand sich eine *pini*-Raupe (die letzterwähnte) in der Kronentraufe einer starken Kiefer.

Aus der ersten Raupe (westsibirischer Herkunft) gelang im Laboratorium die Aufzucht eines weiblichen Falters. Seine Färbung entsprach völlig den Kennzeichen typischer europäischer Exemplare, wie sie von Grünberg beschrieben sind. Auch stimmte sie mit der Abbildung dieser Art im Seitzschen Werke (7) fast völlig überein. Lediglich die Größe unseres Stückes war etwas geringer als dort, die Färbung reiner und greller und der weiße Distalfleck kleiner.

Die zugehörige Raupe begann am 7. Juni mit dem Spinnen des Kokons, am 9. Juni war sie verpuppt. Der Falter schlüpfte am 17. Juni und begann am 24. Juni mit parthenogenetischer Eiablage. Er legte in der Folgezeit bis zu seinem Abtöten im ganzen 100 Eier.

Das Auftreten erwachsener Raupen von *D. pini* L. im Herbst und Frühjahr zusammen mit kleinen Jungraupen dieser Art, deutet darauf hin, daß der Kiefernspinner in Sibirien, eine zweijährige Generation besitzt. Dasselbe gilt auch von der verwandten Form *D. sibiricus* Tschtv. Eine obligatorische zweijährige Generation zeigt der Kiefernspinner nach Reh-Sorauer (8) auch in Nordschweden. Ausnahmsweise findet man zweijährige Generation in Deutschland (Wolff-Krausse [11]) und in der Ukraine (Schischken [6]).

Schon auf Grund der besonderen Klimaverhältnisse Sibiriens ist das Vorkommen einer zweijährigen Generation hier zu erwarten: im Tajschet-Bezirk beispielsweise beträgt die mittlere Jahrestemperatur 0,5 ° C und die jährliche Niederschlagsmenge 401 mm. Der wärmste Monat Juli besaß hier im 6jährigen Mittel eine Temperatur von 19,0 ° C und eine Regenmenge von 75 mm. Der Januar, als kältester Monat, zeigte im Mittel der entsprechenden Zeit eine Temperatur von — 21,8 ° C und eine Niederschlagsmenge von 22,8 mm.

Der langdauernde kalte Winter, der späte Frühjahrsbeginn und das zeitige Einsetzen der Herbstfröste müssen naturgemäß die Entwicklung des Kiefernspinners hier stark verzögern. Dasselbe gilt auch für die Lebensweise von *D. sibircus*, der seinen Zyklus, wie schon bemerkt, ebenfalls in 2 Jahren abschließt.

II. Zur Bionomie des Zedernspinners *Dendrolimus sibiricus* Tschtv. in Ostsibirien (Bez. Tajschet).

Den Zedernspinner, *D. sibiricus Tschtv.*, trafen wir in unserem Forschungsgebiet nur in geringer Anzahl an. Die Fundorte lagen in den Zedernwäldern, die — stark mit anderen Nadelhölzern untermischt — sich am rechten Ufer des Tagul hinziehen, in einer Entfernung von ungefähr 3—12 km von der Siedlung Georgiewka (= Boljschaja Retschka). Im ganzen wurden 3 (bezw. 4) Raupen aufgefunden, die 3 ersten darunter auf einer genau abgesuchten Probefläche von 0,5 ha.

Beschaffenheit des Fundortes und Zeitumstände waren folgende: Raupe Nr. 1 von *D. sibiricus* wurde am 9. August am Stamm einer jungen Edeltanne entdeckt. Sie befand sich im 5. Altersstadium. Raupe Nr. 2 fanden wir am 22. September als erwachsenes Tier in einem Moosfangring auf demselben Baum. Am 19. August wurde ein Kotballen dieser Art in der Kronentraufe einer Zeder entdeckt; am 24. August endlich eine erwachsene Raupe am Stamm einer alten Zeder.

Sämtliche Raupen waren im Herbst 1933 erwachsen gewesen und wären demzufolge im kommenden Jahr (1934) zum Schlüpfen der Falter gelangt. Da diese Art — wie das schon frühere Beobachtungen von Wassiljev (10) und Kasansky (4) gezeigt haben — eine zweijährige Generation besitzt, würde demnach das Schwärmen der Falter in diesem Teil Ostsibiriens voraussichtlich mit geraden Jahreszahlen zusammenfallen. Erwähnt sei in diesem Zusammenhang, daß nach Kasanskys Beobachtungen im Gebiet der Burjeto-Mongolischen Republik (ehemaliges Gouvernement Irkutsk) das Massenschwärmen der Spinner 1927 und dementsprechend (bei zweijähriger Generation des Falters) auch 1925 stattfand. Die Schwärmzeiten liegen also für Sibirien nicht einheitlich.

Bemerkenswert ist das frühzeitige Aufsuchen der Winterquartiere (September) seitens der Raupen beider *Dendrolimus*-Arten in unserem Beobachtungsgebiet, was offensichtlich mit seinen klimatischen Besonderheiten zusammenhängt. Kasansky nennt für den Eintritt der

Diapause bei *D. sibiricus* einen wesentlich späteren Zeitpunkt: die Monate Oktober und November, was auf die Eigenart seines Beobachtungsbezirkes zurückzuführen sein dürfte.

Interessante Resultate erzielten wir in einem kleineren Versuch über die Futterwahl der Raupe des Zedernspinners. Bekanntlich ist diese Art an Nadelhölzern recht polyphag: neben Zeder *(Cembra sibirica)*, Lärche *(Larix sibirica)*, Tanne *(Abies sibirica)* und Fichte *(Picea excelsa)*, nimmt sie auch die Kiefer *(Pinus silvestris)* an, worauf schon Kasansky (4) hinweist. Beim Studium der Futterwahl zeigte es sich nun, daß die Raupen jene Baumart als Nährpflanze vorziehen, an denen die vorangehende Entwicklung stattfand. Die im Freien an Edeltanne gesammelten Raupen, denen im Insektarium Zweige von Zeder, Tanne und Kiefer zur Futterwahl vorgesetzt wurden, fraßen hier im wesentlichen nur an den Nadeln der Tanne. Die Nadeln der Zeder und Kiefer benagten sie nur ganz unbedeutend. Bei einem analogen Versuch, den Kasansky ausführte, „zogen die Raupen offensichtlich die Zeder vor". Dies dürfte sich damit erklären, daß sein Versuchsmaterial von Zedern gesammelt worden bezw. an diesen aufgewachsen war.

III. Der Spanner *Semiothisa signaria* Hb. als neuer Schädling der sibirischen Tanne *Abies sibirica*.

Anfang August 1933 wurden im Bezirk Tajschet unter 55° 30 n. Br. und 97° 30 östlicher Länge inmitten eines gesunden Kiefernbestandes zahlreiche dürre, ca. 30jährige Tannen entdeckt. Eine genauere Untersuchung der umliegenden Kiefernbestände mit Tannenunterstand ließ als Ursache den Fraß einer grünen Spannerraupe erkennen. Hier fanden sich auf jungen bis mannshohen Tannenbäumen 20—30 Stück derartige Raupen, die meisten in einer Länge von 10 mm. Beim Schütteln von Zweigen bleiben die jüngeren Raupen meist an den Spinnfäden hängen. Die älteren Raupen haften fest den einzelnen Nadeln an, auf denen sie dank ihrer grünen Färbung nur schwer zu erkennen sind.

Der Nadelfraß dieser Art ist sehr verschwenderisch; namentlich bei den Jungraupen findet sich häufig nur ein Naschen und Anfressen der Nadeln an der Spitze bis zu etwa $^1/_5$ der Nadellänge. Nur die erwachsenen Raupen befressen die Nadeln bis auf einen kleinen Stumpf. Die Krone befressener Stämme erhält einen etwas grauen Farbton. In unserem Fall wurden lediglich Tannen *(A. sibirica)* befressen. Die benachbarten jungen Kiefern blieben unbeschädigt. An ihnen ließen sich keine Raupen, trotz sorgfältigen Suchens auffinden. Die Aufzucht der Raupen im Insektarium lieferte späterhin die Art Semiothisa (= Macaria) signaria Hb. Insgesamt erhielten wir 8 Exemplare, von denen 5 Stück typische Färbung aufwiesen, die völlig derjenigen in den Abbildungen der Werke von Seitz (7) und Escherich (1) entsprechen. Die anderen drei Falter hatten mehr dunkelgraue verschwommene Flügelzeichnung.

Bezüglich der Nahrung der *signaria*-Raupen herrschen in der Literatur bislang gewisse Unklarheiten. Hofmann (3), ebenso Berge und Lampert nennen die Fichte als Nährpflanze dieser Art. Wolff und Krausse (11), ebenso Grünberg (in Seitz [7]) erwähnt in dieser Hinsicht nur die Kiefer. Escherich (1) nennt Nadelbäume und speziell Fichte als Nährpflanze. Demgegenüber befressen die Raupen von *S. signaria* in Sibirien Kiefer und Zeder nur ausnahmsweise, an Fichte und Lärche dagegen sind sie häufig anzutreffen, der Tanne jedoch geben sie hier offensichtlich den Vorzug.

Die Flugzeit fällt in Ostsibirien in die zweite Julihälfte. Die Raupenentwicklung findet im August und September statt. Am 22. September 1933 befand sich, obwohl die kühle Witterung bereits eingesetzt hatte, ein Teil der Raupen noch auf den Tannenzweigen. Die Art überwintert als Puppe. Vor Eintritt dieses Zustandes verharren die Raupen lange Zeit im Präpuppenstadium. Unter Laboratoriumsbedingungen trat die Verpuppung Anfang September ein. Am 27. Oktober schlüpften hier die ersten Falter.

Die forstwissenschaftliche Bedeutung von *Semiothisa signaria* ist für Sibirien recht groß. Die im Jahre 1933 durchgeführten Untersuchungen führten zur Auffindung von 195 ha infolge Spannerfraßes abgestorbener Tannenbestände. Weiterhin konnte eine stärkere Vermehrung des Schädlings auf insgesamt 200 000 ha festgestellt werden.

Hand in Hand mit der Massenvermehrung des Spanners lief auch diejenige seiner Parasiten. Schon im September 1933 wurde eine Abtötung der Spannerraupen infolge Parasitierung in Höhe von rund 78 % festgestellt. Von 105 Raupen, die wir am 18. August isolierten, gelangten nur 27 Stück = 25,7 % zur Verpuppung. Alle übrigen erwiesen sich als parasitiert.

IV. Beobachtungen an *Dasychira abietis* Schiff.

Dasychira abietis gehört nach dem, was wir bisher darüber wissen, nicht zu den forstlichen Großschädlingen. Die Art wird in der europäischen Literatur sogar als „selten" aufgeführt. So beispielsweise in der von Wolff und Krausse (11) gegebenen Übersicht der forstlichen Lepidopteren. Auch in den Werken von Seitz (7) und Strand (9) wird auf die Seltenheit dieser Art besonders hingewiesen. Die Auffindung der *Dasychira abietis* Schiff. im Bezirk Tajschet ist daher von besonderem Interesse. Dies gilt um so mehr, als sie bislang für Sibirien völlig neu und in der Literatur noch nicht genannt ist.

1933 fanden wir in unserem Beobachtungsgebiet bei der Siedlung Georgiewka insgesamt 6 Exemplare von *D. abietis*, was unter den gegebenen Verhältnissen einem relativ zahlreichen Vorkommen der *Dasychira abietis* entspricht. Die Möglichkeit einer Massenvermehrung dieser Art scheint uns hier nicht ausgeschlossen. 2 junge Raupen wurden Anfang Juni an den Zweigen der Tanne (*Abies sibirica* Lad.) gesammelt. Aus diesen entwickelte sich einen Monat später ein weib-

licher Falter. Ein stark abgeflogenes Exemplar fanden wir am 10 August 1933 12 km oberhalb der Siedlung am Ufer des T a g u l in einem Mischbestand aus Tannen, Zedern und Fichten. Eine junge Raupe, die vermutlich einer neuen Generation angehörte, wurde am 18. August festgestellt. Endlich entdeckten wir noch zwei leere Puppenhüllen an den Zweigen einer Tanne und einer Zeder.

Da in der Literatur bislang Angaben über den Verpuppungsort fehlen, teilen wir im folgenden unsere diesbezüglichen Befunde mit: Die beiden Puppen hingen an Endtrieben der Zweige, und zwar an deren Unterseite, nicht allzu hoch über der Erdoberfläche. Mehrere Nadeln und Zweigenden werden zu einem geräumigen eiförmigen Behälter zusammengesponnen, der etwa eine Länge von 33 mm und einen Durchmesser von 15 mm besitzt. Die Beschaffenheit des Kokons entspricht einem weitmaschigen Netz. Das Gespinst ist an der oberen Seite, wo der Kokon etwas fester haftet, dicker. Der Kokon selbst ist mit zahlreichen gelben Härchen und mit kleinen spärlichen schwarzen Schuppen bedeckt. Er umschließt fest die Puppe und besitzt im ganzen die Form eines länglichen Ellipsoids. Das Kopfende der Puppe ist dem Stamm zugekehrt, die Bauchseite den Zweigtrieben.

Nach unseren oben mitgeteilten Befunden ist anzunehmen, daß die Flugzeit der Falter in Ostsibirien in den Juli und in die erste Augustdekade fällt. In unserem Fall dürfte die Tanne die Futterpflanze gewesen sein. Möglicherweise kommt hierfür aber auch die Zeder *(Cembra sibirica)* in Frage, da ein Überkriechen der Raupen zur Verpuppungszeit von benachbarten Bäumen aus immerhin nicht ausgeschlossen ist. Für Europa werden als Nährpflanzen der Raupen von *Dasychira abietis* Schiff. „Nadelholz und besonders Fichte" angegeben (W o l f f und K r a u s s e [11]). —

Literatur.

1. Escherich, Dr. K., Forstinsekten Mitteleuropas Bd. III. Berlin 1931.
2. Grünberg, Dr. K., Familie Lasiocampidae in: Seitz (7, S. 171).
3. Hofmann, E., Die Raupen der Großschmetterlinge Europas. Stuttgart 1893.
4. К а з а н с к и й, К. А., Кедровый мебкойрлд (*Dendrolimus sibiricus* Tchtv.) кан вребншеы лесов Ъеурлш Моитоивекой ресиудикй, ощща Роиеший 1928.
5. К у з и е ц о в, И. А., Гроу „Бведеше" zur Arbeit Kasansky (4).
6. М й ш к й и, К., Иабмодемт иад иревсщиннем соеповочо мемсойрлда. Труды Кцевекой Сшазра, 1924.
7. Seitz, Dr. A.. Die Großschmetterlinge der Erde des Palaearktischen Faunengebietes Bd. 2, Text und Tafel. Stuttgart 1913.
8. Sorauer-Reh, Handbuch der Pflanzenkrankheiten Bd. IV, 1925.
9. Strand, Dr. E., Familie Lymanthriidae in: Seitz (7, S. 113).
10. Босидев, И. В., Мспнопрдде соеповой (*Dendrolimus pini*) и кедроыш (*Dendrolimus segregatus* Butl.) и одроз заич, Ередаз дезмедвихмд и сиособы борвбы сиime. Труды Блоро по Iкмомомолии. Iч. кан. Iп. Унр. Зетеуер. и Зешелешз. TV, wJ., 1913.
11. Wolf, M., und Krauße, A., Die forstliche Lepidopteren S. 222. Jena 1922.

Many corrections to this paper - see Bd 23 : 148.

Descriptions of new Genera and Species of the Family Trichogrammidae (Hym. Chalcidoidea) from the Palearctic Region, with notes—I.

By

Światosław Nowicki, Forest Engineer.

(From the Laboratory of General Biology of the Nencki's Institute of Experimental Biology. Warszawa, Poland.)

(With 22 figures.)

During the past nine years of gathering Chalcid-flies I have found among a plenty of species of this enormously rich group only comparatively few *Trichogrammidae.*[1]) In spite of employing special methods of collecting them (they will be considered at a later occasion) I can state that a daily gain of more than ten specimens of this family is a seldom luck.

The fauna of Central Europe can be considered as a rather thoroughly known one, and there is no much hope to discover here numerous new forms. On the contrary the fauna of Southern Europe is nearly entirely unknown hitherto and the group has not been collected here systematically except of some trials taken by the writer.

What concerns the remaining Palearctic Region, it is still a „terra incognita" except of some new forms described below from the Levant and North Africa.

All types of new species make a part of the author's collection except the female of *Trachocera gundlachi* n. sp. which belongs to the Laboratory of Forest Protection of the Principal School of Agriculture at Warsaw.

I. Subfamily Trichogramminae m.

(Girault, N. Am. Hym. Trich., Sydney, 1918, p. 2 „Section I".)

Genus Centrobia, Förster.

Centrobia steineri nov. spec. Female 0,8 mm, forewing 0,5 mm. entire ovipositor 0,9 mm, its extruded part 0,45 mm.

Vertex orange yellow, ocelli and eyes carmine red, face and occiput greyish yellow, antennae lemon yellow, with basal $^3/_4$ of the scape and

[1]) I am indebted to the rev. Soika for this original spelling.

more than a half of the pedicel dusky, funicle and club joints slightly infuscated, save margins. Body dorsally mostly lemon yellow, with golden yellow prescutum, parapsides and scutellum, pronotum and axillae dusky, prescutum with 2 large dusky spots at the anterior angles, parapsides slightly infuscated, scutellum narrowly brownish along the anterior margin, Postscutellum and propodeon lemon yellow medially, remaining parts of the dorsal side of both dusky, hind margins of the propodeal side-expansions blackish. 1-st tergite of the gastron lemon yellow medially, remainder of its dorsal side and entire 2-nd and 3-rd tergites blackish, 4-th with a blackish dusky stripe, 5-th tending into golden yellow and the 6-th with a dusky stripe dorsally, anal parts yellow to hyaline. The entire ventral side of the body dusky blackish, pleural parts with yellow margins, valvae of the ovipositor black. The membran of the forewing very slightly clouded till to the end of the venation, prestigma, marginal vein and the radius neck light greyish yellow, becoming more dusky distad, anal margins and the radial knob dusky, a little shade indicates the rudiment of the basal vein. Legs with distinctly blackish femora except tips; tibiae and last tarsal joints very slightly greyish.

Antennal scape rather stout, nearly thrice as long as wide, pedicel over $^2/_3$ of fhe scape, more than twice as long as thick, second subannellus $^1/_5$ of the length of the funicle, club much over thrice longer than the latter (52 : 15).

This species is structurally similar to *Centrobia errata* nom. nov. (= *Centrobia walkeri* Kryger 1918, not *walkeri* Silvestri 1918, not *walkeri* Förster 1851), forewing differing in the shape of the blade which is somewhat oblately rounded in *errata* m. (well to see on the fig. 4a of Kryger, Ent. Medd, vol. XII, p. 290), not so in *steineri* m., then in the latter species the marginal cilia are a shade longer, i. e. $^1/_{10}$ of the greatest wing's width (11/53 in *errata* Kryger's type which I examined), also the radial knob is a little thicker and expanded toward the base of the wing. The hind tibiae and middle and hind tarsi are decidedly longer, middle tibiae shorter compared with the respective femora than it is in *errata* m. (*steineri* m. middle $\frac{\text{tibia } 97}{\text{femur } 95}$, hind $\frac{3}{2}$, *errata* m. middle $\frac{16}{9}$, hind $\frac{7}{4}$), the middle and hind tarsi are equal to the respective tibiae, being shorter in *errata* m.

The main difference from all species known hitherto is, besides of coloration, the length of the ovipositor; it is in whole $^1/_{20}$ longer than the body, the extruded part being slightly over the half of the latter (38 : 70). The hypopygium reaches only till to the margin of the 6-th tergite.

A female taken from young oaks (size 3—5 m) at Uşak, Phrygia, Turkey, on hill rainge northerly from the sugar factory, behind the village Kilcan, May 27, 1934 in the evening. Respectfully dedicated to Dr. Paul Steiner, Usak.

Genus Trachocera Blood & Kryger.

Tr. gundlachi n. sp. Female 0,95 mm, forewing 0,82 mm, (fig. 1, 2). Body, lower face and occiput, scape, pedicel and legs dusky blackish brown. Front, vertex and occiput above yolky yellow; distal trochanters sordid whitish, as well as a very narrow ring near the base of all tibiae; the latter toward the tip as well as the tarsi toward the base somewhat ferruginous; flagellum sordid yellow, the club joints infuscated in their middle; parapside furrows sordid yellow; palpi dusky, eyes intense pink; wings throughout faintly clouded, more intensely so under the venation, the forewings with the venation light brown, the neck and uncus of radius still more light, basal vein intense black.

Jaws 3-dentate, teeth equal, maxillary palpus 2-jointed, short, the apical joint $^2/_3$ the length of the basal one. Antennae 9-jointed, 2 ring and funicle joints, club 3-jointed. Scape slender (1 : 3,5), $1^1/_2$ times as long as the pedicel, the latter as long as the ring and funicle joints combined, dorsally with a strong transverse striation, ring joints not lamelliform (the distal one closely applied to the 1-st funicle joint and therefore to be named „subannellus“ Silvestri), the 1-st funicle joint somewhat longer and stouter than the second, dorsally somewhat swollen, each longer than broad, the club long (1 : 4), narrow, $1^1/_2$ times longer than the scape or the rest of flagellum, the apical joint half of the total length, twice the length of the basal one, the middle joint $1^1/_2$ times as long as the latter, linear sensoria only on the 2 distal joints (2,4).

Mesonotum with a median sulcus, prescutum with 2 (antero-lateral), scutellum with 4 very little bristles, parapsides with 1, axillae with 2 such bristles; the sculpture of the surface — an elongate net on the prescutum, striation on the parapsides and axillae and an equilateral net on the scutellum. The latter small, axillae large, mesopostscutellum developed, obliquely striate, on the lateral parts of the metanotum only with one hyaline pustule; the spiracles on the propodeum round, remote $1^1/_2$ their diameter from the front margin of the propodeum.

Forewings moderately broad, (1 : 2,5), apically rounded, venation reaching to the $^1/_2$ of the length of the wing, costal cell about 4 times as long as the marginal vein, the submarginal vein twice as long as the prestigma and thrice the length of the marginal vein; radius $1^1/_2$ as long as the latter, both gradually passing over into each other, the marginal one with costal edges rounded, apically slightly thickened, as thick as the prestigma; radius with a long and slender neck, describing an angle of 45° with the costa, the knob suddenly widened, drop-like; discal ciliation short, in about 25 longitudinal rows, of which more than 10 are regular, the oblique line leading to the radius knob present, yet the hairs little and not continuous; submarginal row of cilia dense, close to the margin, the longest marginal ones shorter than $^1/_4$ of the greatest wing width.

Hindwings with the venation occupying more than $^1/_2$ of their length, with 3 lines of discal ciliation, the caudal one faint, besides there is one semi-line in the median line more caudad, opposite the distal part of the venation (4—5 hairs), marginal cilia longer than the greatest wing width

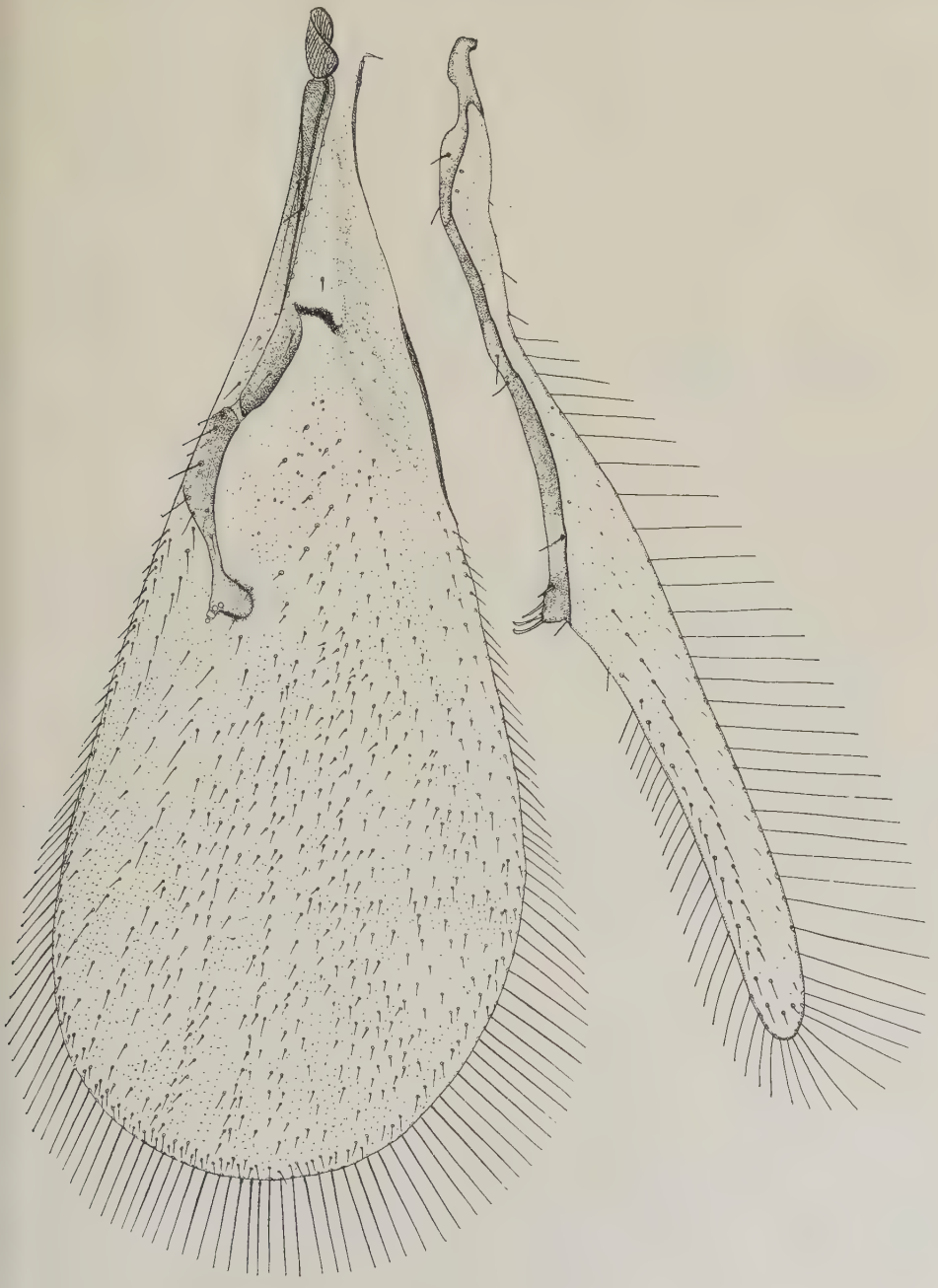


Fig. 1. *Trachocera gundlachi* n. sp. Type, female wings.

(twice the width of the free membran, $1\,^1/_2$ as long as the width at the point of insertion of the hamuli).

Abdomen long, elongately ovate, pointed, somewhat longer than the rest of the body, the valvae and the ovipositor protruding about $^1/_8$ of

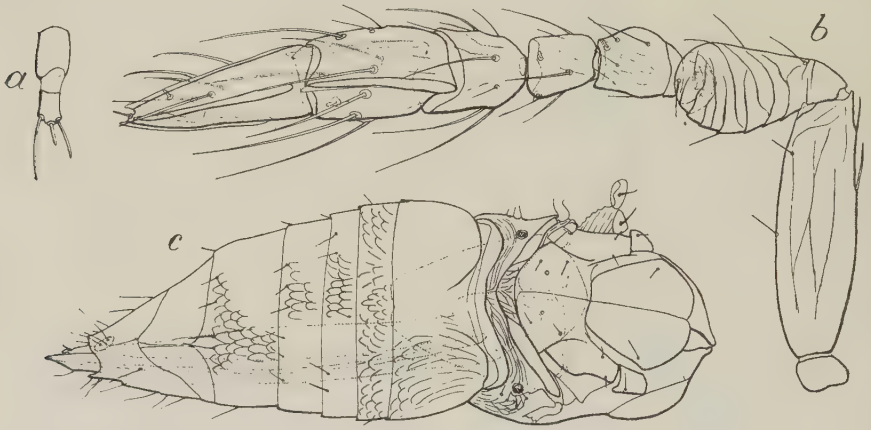


Fig. 2. *Trachocera gundlachi* n. sp. ♀. *a* maxillary palpus, *b* antenna, *c* body.

the abdomens length, the whole ovipositor longer than the abdomen (10 : 12), its base reaching cephalad till to the middle of the scutellum, mesophragma reaches to the second tergit of the abdomen.

Legs moderately long, tarsi $1\,^1/_2$—$1\,^2/_3$ as long as the corresponding femora, metatarsus hardly longer than each of the remaining joints.

Male 1,00 mm, forewing 0,85 mm; similar, except of secondary sexual characters, differs from the female as follows: antennae (fig. 3 b) 10-jointed, club 4-jointed (as in *Ufens* Gir.), forewing with a broader blade (1 : 1,4), with shorter marginal cilia, i. e. longest $^1/_8$ of the greatest wing's width; mesoscutum bears 4 bristles, fore tarsi $1\,^1/_6$ of the fore femora.

Further details can be taken from the following comparative description of the male and of that of the genotype (the latter hitherto undescribed).

Males.

longicauda Blood (fig. 3 a) (from a male taken at Skierniewice, Poland August 29, 1927)	gundlachi n. sp. (fig. 3 b)
Body longer than the antennae 1,60 times	1,88 times
Antennal club slender (5,5 : 36), hardly broader than the funicle	7 : 32, distinctly broader than the funicle (7 : 5)
Scape 4 times as long as broad.	5,3 times as long as broad
Forewing 1,8 times as long as broad	2,1 times

		I	II	III	I	II	III
Legs	tarsi	40	40	40	35	40	40
	femora	32	25	30	30	28	27

(Linear sensoria on the antennal club 0, 1, 2, 0 in both species)

Other differences as between the females (see above and later).

It differs besides from the genotype: in female sex by the dorsally swollen 1-st funicular joint, by the more elongate terminal club joint, by lacking linear sensorium on the basal club joint, by the forewing not oblately rounded at the apex and by longer marginal fringe. The prescutum bears 2 (instead of four) bristles and the ovipositor is less protruded.

It may be distinguished from the genotype in both sexes by striated instead of tuberculated pedicel, by the more elongate forewing, by denser submarginal cilia and by the rounded radial knob (in the male assymetrical: rounded in the one, angular in the other wing), by the marginal vein adhering the costa, by denser, finer and less regular discal ciliation with rudimentary oblique line of cilia and by the throughout clouded membran.

Fig. 3. *Trachovera* male antennae. *a Tr. longicauda* Blood, *b Tr. gundlachi* n. sp.

1 female taken by George Gundlach, formerly preparator, on the window in the rooms of the Laboratory of Forest Protection and Entomology of the Principal College of Agriculture, Skierniewice (voiev. Warszawa), April 18, 1927. The species is named in honour of its collector

(now preparator at the Forest Museum, Białowieża). A male taken from blossoming myrtles near Yokari, a village at the western shore of the lake Amq, Northern Syria, June 18, 1934.

Genus Ufens Girault.[1])

(= *Stephanotheisa* Soika n. syn.)

1. *Uf. foersteri* Kryg. The brownish yellow typical form described as *Centrobia* inhabits the northern part of Central Europe (Northern Poland: Pomerellia, Denmark, Holland: male — *Stephanotheisa Vitoldi* Soika) and has the discal ciliation of the forewings mostly in regular lines (fig. 4, 5).

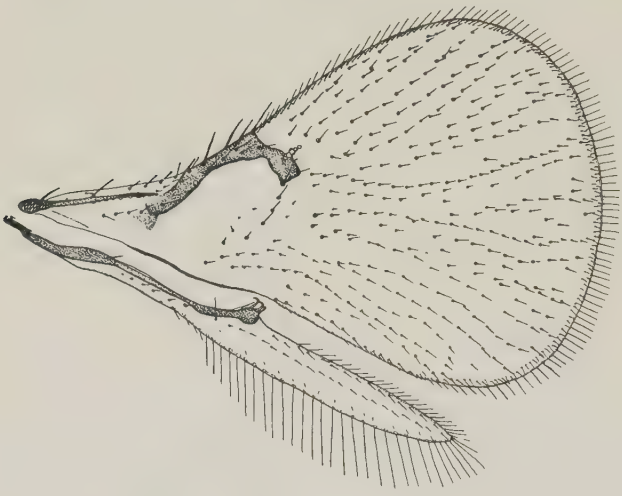


Fig. 4. *Ufens foersteri* Kryg. (co-type of *Stephanotheisa vitoldi* Soika), male wings.

2. *Uf. foersteri* Kryg. var. *meridionalis* n. ssp. The same as the typical subspecies, only the general colour of the body is dusky black, the face and vertex yolky yellow and the mesopostscutellum with the adjoining middle part of propodeum whitish yellow. Inhabits the southern part of Central and the Southern Europe (Bohemia, Central and South-Eastern Poland, Southern France, Italy, Rumania, European Turkey and Greece fig. 7 a).

3. *Uf. foersteri* Kryg. var. *meridionalis* ab. *irregularis* n. ab. The same as above, but the discal ciliation shows a tendency to irregularity. Amongst var. *meridionalis*, Bohemia (fig. 6, 7 a).

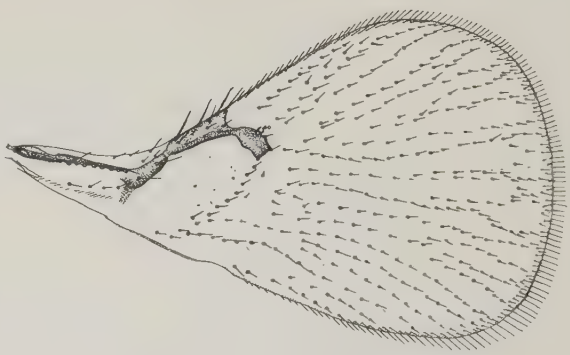


Fig. 5. *Ufens foersteri* Kryg. ♀, Type, forewing.

The male has an additional (4-th) row of 3—4 hairs on the hindwings (not so in *vitoldi* Soika).

[1]) Probably Neocentrobia Blood 1923, not Girault 1912 is synonymous with it.

4. *Uf. similis* Kryg. 1932 (described as *Neocentrobia* Blood) fig. 7b.

I took a pair of this species (known from Egypt), at Krzemieniec, voiev. Volhynia, South Eastern Poland, August 30, 1933 on the slopes of the ravine enclosing the town. The male has, however, lost its forewings.

Subsequently another pair was taken at Ankara, Turkey, May 29, 1934, on grass between the town and the railway station. The Turkish and Polish female are somewhat different in size (0,65 mm former, 0,9 mm latter), the oblique line of discal ciliation is composed of 14 in the Volhynian,

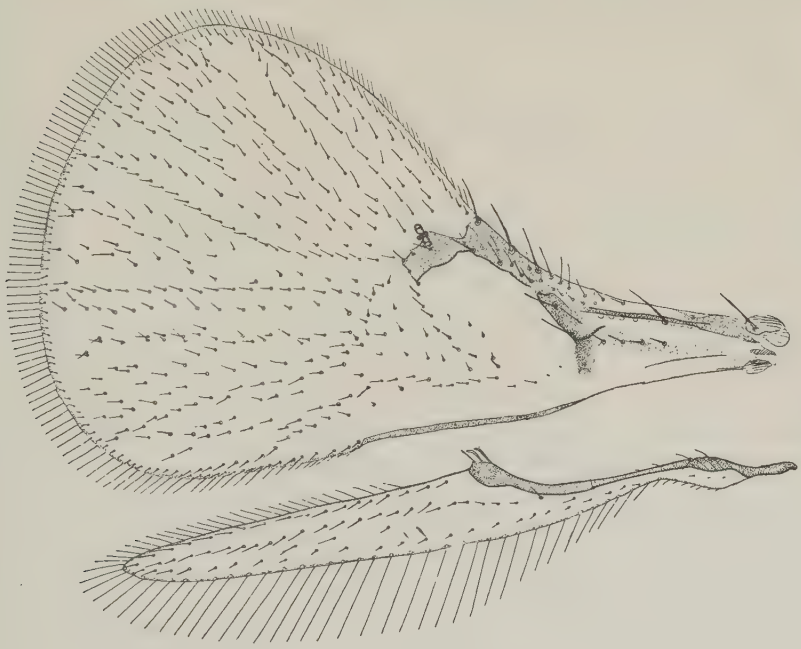


Fig. 6. *Ufens foersteri* Kryg. ssp. meridionalis n. ssp. *ab.* irregularis n. *ab.* Type, male forewing.

while of 9 in the Galatian specimen, discal ciliation seems to be sparser and the antennae to have more regularily fusiform club in the Turkish specimen.

Besides of differences indicated by Kryger in the original description of *similis* against *Neocentrobia hirticornis* Blood (which is most probably synonymous with *Ufens foersteri* Kryg.) following distinctive characters may be added: It has denser discal ciliation than *foersteri*, which is mostly irregular, the radial knob is smaller, marginal cilia shorter, as well as the pedicel, tibiae are light coloured, scape and club are longer, the oblique line of discal ciliation of the forewing composed of more numerous cilia, the membran is clouded basally, the ovipositor shorter and not exserted.

The species belong to the group of species allied to the genotype *Uf. niger* Ash., being similar also to Australian *Uf. flavipes* Gir. and *albitibiae*

Gir.; the genotype has, however, black head and yellow apex of scutellum, black postscutellum and hyaline wings, the legs have also yellow femora; the difference against the both Australian species are: more numerous lines of discal ciliation (29 across the greatest width of the forewing) and longer (compared with its width) marginal vein; it differs besides from the former of them by the femora dusky coloured in the middle, as well as by the dusky tarsi. The discal ciliation seems to be like to that of the second species. The head is similar in its colour to that of the both mentioned species as well as of *piceipes* Gir. (Australia) and *foersteri* Kryg. (Europe).

The undescribed male of *Uf. similis* Kryg. can be distinguished from the male of *Uf. foersteri* Kryg. (besides of differences stated by Kryger and in the present paper above) by the antennal club which is only a little over twice the length of the funicle, while in *foersteri* it is in all my males constantly over 2,5 times as long as the funicle (fig. 7a, b). The club of *similis* is also stouter and distinctly compact, without deep incisions between the joints as it is in *foersteri*, the two basal joints forming a cylindrical complex.

Color like the female, the hind tibia broadly dusky in the middle, the remaining tibiae a little more dusky than in the female. Antennae

Fig. 7. Antennae of males.
a Ufens foersteri Kryg. (var. *meridionalis* n. ssp.) *b Ufens similis* Kryg. (Krzemieniec, Volhynia).

sulphur yellow, base of the pedicel dorsad dusky, as well as the entire scape, remaining joints suffused with dusky except on sutures.

I don't find any constant difference in the leg joints proportions.

Genus Monorthochaeta Blood.

M. galatica nov. spec. Female 0,85 mm, forewing 0,65 mm. (fig. 8). Very similar to the genotype in coloration except that of all tibiae which are at least in the distal half yellow, tarsi dusky. Wings not uniformly dusky under the venation, but with 2 clouded spots, viz. one proximal at the proximal end of the prestigma, indicating the basal vein, and another, distal along the proximal side of the radius; the area between the venation and the caudal margin is, however, slightly clouded.

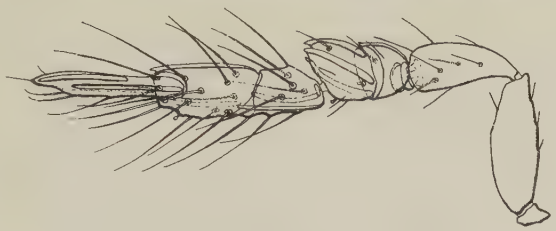


Fig. 8. *Monorthochaeta galatica* n. sp. Type, female antenna.

The main difference is to be found in the antennal club which is much longer (not slightly longer), i. e. nearly twice, of the scape. The latter is as long as the apical club joint (not longer), which is the longest (not the middle one) joint of the club.

(Compared with the generic description by Blood & Kryger, see below.) I must state that in *galatica* m. the radius is not short measuring (from the costal margin) exactly the same as does the marginal vein (with a little rudiment of the postmarginal vein). (Compared with the figures accompanying the above description, Blood & Kryger, Ent. Medd. XVI, p. 220, fig. 8). I must note the strong development of the radial knob being decidedly longer than its width, the part caudad of the uncus measuring nearly the length of the latter, or the whole length of the radial neck, while in the mentioned drawing of the genotype the entire knob is little and rounded.

The blade of the forewing is broader (1,9 times as long as broad), than in the genotype (2,5 times), with longer marginal cilia (12,5 times shorter than the greatest wing's width instead of 15 times). Also fore tarsus longer than the fore tibia (the contrary in the genotype).

One female taken at Ankara, Turkey by sweeping the grass between the town and the railway station, May 29, 1934.

Genus Pterandrophysalis nov. gen.

(*Πτερόν* wing, *ὁ ανήρ, ανδρός* male, *ἡ φυσαλίς* bladder.)

The species for which I propose this new genus (described below) has the same antennal formula as *Centrobia* Först. and *Chaetostricha* Hal. (not Förster, nor Kryger). It differs, however, from both having all three ring joints free, the two distal not being closely applied to the funicle, as to form the subanelli of Silvestri, as we find in the both genera just mentioned. It differs besides by 2-jointed maxillary palpus, very

short marginal vein of the forewings as well as by the quite irregular discal ciliation.

The male has a structure on the forewing unknown hitherto in any member of the family, which has caused the generic name, i. e. the marginal vein is transformed into a large black vesicle (like the males of *Platynocheilus* of *Tetracampidae*). The male antennae have a similar formula as in the female, but the distal ring joint is somevhat like the following funicle.

Fig. 9. *Pterandrophysalis* n. gen. *levantina* n. sp. antennae. *a* of male, *b* of female types. (Chaetotaxy of the other side on the club ommitted.)

Female: Body robust, thorax as long as the abdomen, head subcordiform, eyes and vertex not prominent. Ocelli in a rather flat triangle, lateral ones equidistant from the median as from the orbits, i. e. about 3 their own diameters. Antennae inserted in the lower eye-level, rather near to one another. Clypeus slightly prominent and subsinuate in the middle. Jaws 3-dendate, maxillary palpus 2-jointed, basal joint (3 : 5) measuring $^2/_3$ of the apical one, twice its width, bare, the latter slender (15 : 4), slightly curved inwards, 1 outer subbasal and inner subapical short bristles, 2 apical long ones, outer as long as, inner $^2/_3$ as long as the joint itself, and 1 apical stick, a third of the joint's length. Labial palpi papilliform with 1 long and 2 short bristles and a short stick. Ligula with 4 setigerous pustulae.

The surface of the head covered with moderately short, stiff black bristles.

Antennae short, as long as the thorax, 9-jointed, i. e. scape, pedicel, 3 ring-, 1 funicle and 3 club-joints, scape not reaching to the median ocellus. Scape moderately thick (8 : 3) $^1/_6$—$^1/_5$ shorter than the club, subfusiform, basally with a little side-expansion, longitudinally striate, pedicel $^2/_3$ of the scape, a shade thicker, a little shorter than the annelli with the funicle together, transversely striate, 2-nd annellus smallest, dorsally interrupted, 3 largest, yet narrower than the nearly spherical funicle-joint which is $^2/_3$ as long as the pedicel and less than $^1/_2$ as long as the scape, being thicker than both. Club acuminately ovate, apically unarmed, as long as the rest of the flagellum, first suture strongly, second less bisinuate, linear sensoria on the funicle and club 2, 1, 4, 3. Chaetotaxy consisting of many little brown hairs with hardly visible alveoles, one large brown dorsal macrochaeta on distinct pustular base on each joint (including

3-rd ring joint), some hyaline, bent hairs on two distal club joints and some mushroom-like sensoria.

Pronotum being mostly vertical, reaching little dorsad and much ventrad. Prescutum $^1/_3$ wider than long, with 4 bristles, anterior some distance behind the antero-lateral angles, posterior ones in $^3/_4$ of the length a shade nearer to the lateral margins than to the posterior one. Parapsides with 2 bristles, viz. 1 antero-median and 1 posterior one; scutellum a little longer than the prescutum, with 4 bristles, anterior pair situated midway between the anterior angles and the median line, just inwards of them the little placoid sensoria, both in $^1/_6$ of the length, posterior pair before $^3/_4$ of the length, separated from one another by the same distance as the anterior pair. Axillae with anterior bristles. All sclerites of the mesonotum longitudinally reticulate.

Mesopostscutellum faintly pronounced, as long as propodeum in its middle, the latter distinctly transversely wrinkled, lateral expansions little, thrice the length of the narrowest part, spiracles little, round, situated at the anterior margin, with 3 bristles laterally.

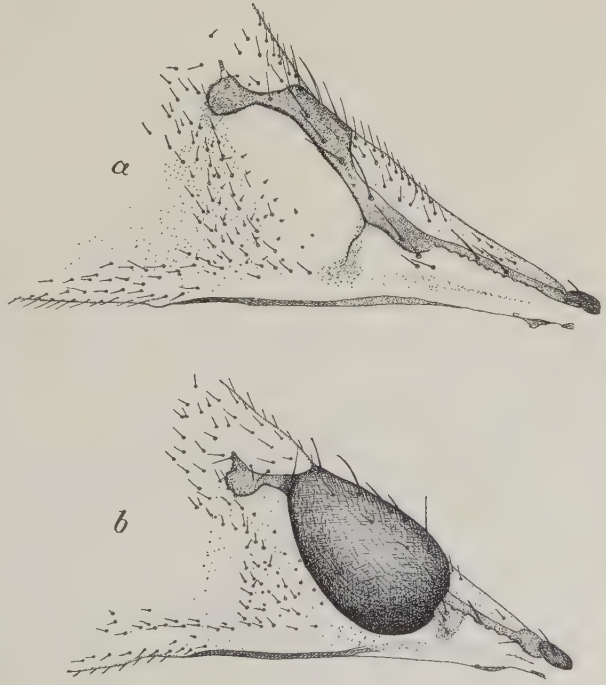


Fig. 10. *Pterandrophysalis* n. g. *levantina* n. sp. Basal parts of forewing. *a* female, *b* male, types.

Forewing long, reaching over the tip of the abdomen, broad, a little narrower than a half of its length, apically regularly rounded, venation reaching over the half of its lenght, straight, marginal vein with its margin costal, very short, thick, more than twice shorter than the thinner prestigma, costal angles somewhat rounded. Submarginal vein $^1/_7$ shorter than the prestigma, with 2 dorsal macrochaetae, costal cell uncommonly broad, twice the width of the prestigma, costal margin convex distad, the rudiment of the basal vein distinct, as long as the marginal vein. Radius with a moderately short, but distinct and slender neck, a rounded knob and a long uncus. The venation is similar to that of *Trachocera* Blood & Kryger. Longest marginal cilia $^1/_{14}$ of the grestest wing's width, submarginal row

complete, hairs mostly touching the margin, discal ciliation quite irregular and dense, in about 35 lines across the greatest width, a spot costo-distad of the radius nacked, as well as a narrow path leading from the knob to the apex of the wing; oblique line leading back from the knob developed, but not differentiated from the main cillation, basally of it 2 large hairs and 3 oblique rows of little hairs; basal cell with 3 large hairs near the base of prestigma, costal cell sparsely haired, with a costal comb, overlapping the margin (18—20 cilia) and some (6—8) behind. Marginal vein costally with 1 small and 3 large macrochaetae, 1 on the radial neck and 2 on the prestigma.

Hindwing about 9 times as long as broad, venation nearly over midway to apex, blade not much narrowed near the base, with 6 lines of discal ciliation, longest marginal cilia $^1/_2$ as long as the greatest wing's width.

Legs rather robust, fore tibiae and femora are equal in length, hind femora longest, $^1/_6$ longer than the other, middle tibiae longest of all, nearly $1^1/_2$ times as long as the fore and $^1/_{20}$ longer than the hind ones. Fore tibiae spindle-shaped, hind ones with an external apical edge. All tarsi equal in length which is the same as that of fore and middle tibiae and femora; in the fore ones metatarsus and terminal joint are equal in length ($^1/_3$ of fore tibia), the middle joint $^1/_{10}$ longer, on middle and hind tarsi the terminal joints are shortest, metatarsus being longest on the middle ones, measuring nearly 1,5 of the fore one. Tibial spurs are less than a half of the respective metatarsi, in ratio 4,5 : 8 : 6.

Abdomen broadly ovate, ovipositor occupying nearly its whole length, just the tips of the valvae protruding beyond the tip, all tergites with nearly straight margins and of an equal length, only the 6-th a little longer; some hairs on each arranged in rows interrupted at meson, 5-th and 6-th with 2 nearly complete rows. Mesophragma reaching till to the half of the second tergite. Hypopygium reaching nearly to the half of the length of the ovipositor.

Male: similar to the female except the antenna which has a somewhat blunt and shorter club compared with the scape, although a shade longer than the latter, the distal ring joint somewhat more developed, while the funicle is decidedly transverse (3,5 : 5) thus the passage between the ring and funicle joints not so sharp and rather gradual. Linear sensoria 0, 1, 2, 1.

The main difference lies in the forewing which shows a much swollen marginal vein. This black vesicle occupies a space from the base of the radial neck till over the base of the prestigma basad, covering quite the rudiment of the basal vein. This bladder is egg-shaped; it reaches anad not quite to the anal margin.

Forewing is broader (24 : 13), marginal cilia longer (1 : 6,5 of the greatest width), discal ciliation sparser, shorter in only 25 lines. The ratio of costal cell: submarginal: marginal vein: radius is 20 : 15 : 30 : 10. Hindwings with 5 lines of discal cilia.

Thorax is nearly $1^1/_2$ times as long as the nearly round abdomen.
Genotype: *Pter. levantina* nov. spec. (described below).

Pter. levantina nov. spec. Female 1,00 mm, forewing 0,85 mm (fig. 9, 10). Black, antennal funicle and club greyish brown, knees, tips of tibiae, bases of femora and metatarsi honey yellow, second tarsal joint brownish, wing's venation greyish brown with lighter fracture and a spot on the radial neck, marginal vein dusky costad, a rib indicating basal vein distinctly dusky, surrounded by a narrow cloud; membran uniformly slightly clouded, some longitudianal bands along the anal margin basally and the costal cell more intensely embrowned, there is also a faint substigmal spot which extends as a triangular shade till to the anal wing-margin.

Male: 0,8 mm, forewing 0,65 mm, fore tibiae more or less honey yellow, two basal tarsal joints, as well as knees, tips of middle and hind tibiae broader yellow. Marginal vein deeply black, membran distad of the end of the venation nearly hyaline.

A female taken at Uşak, Sugar Factory, Phrygia, Turkey, May 27, 1934, a male at Ankara, Galatia, Turkey on grass between the town and the railway station, May 29, 1934, another female at Gazi (Ankara), June 1-st., 1934, a pair at Taina (south of the lake Amq), Northern Syria; June 17, 1934 and a female at Yenişehir (somewhat more eastwards from the last named locality), Northern Syria, June 19, 1934.

Genus Soikiella Nowicki

Polskie Pismo Entomologiczne, vol. XII, 1933, p. 1.

I give herewith an illustration of the wings, antennae and maxillary palpus of this Sicilian insect (fig. 11, 12).

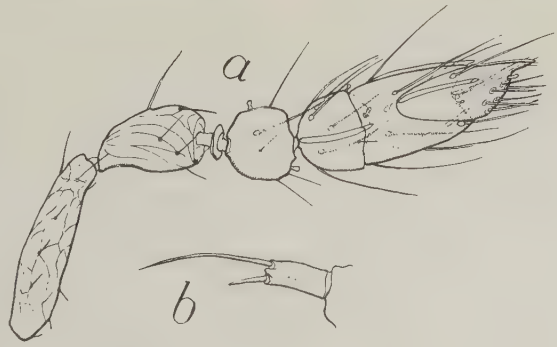


Fig. 11. *Soikiella* n. gen. *mongibelli* n. sp. Type, female. *a* antenna, *b* maxillary palpus.

Genus Bloodiella nov. gen.

This and the foregoing genus have the same antennal formula i. e. 7 joints with 1 ring and 1 funicle joints and a 3-jointed club. The same formula have among the European genera also *Oligosita* Hal., *Prestwichia* Lubb. and *Brachista* auct. (not Ashm.) which are all certainly allied. The both genera in question have however, clearly a quite different relationship, I believe with the *Ufens* group. They differ also well from each other in the development of the radius neck and the oblique hair line of forewing.

Jaws tridentate, maxillary palpus 1-jointed, slender (1 : 5), stick-shaped, antennae 8-jointed, scape very short (2 : 1), 1-st ring joint not lamellar, 2-nd very thin, funicle joint shorter than pedicel, but broader than the latter, broader than long (22 : 13), club cylindrical (65 : 23), not broader than the funicle joint, the 2 basal joints of equal length, the apical one about half the length of each foregoing, there is no tap on the apex; linear sensoria on the funicle and club 14, 14, 14, 4 densely placed, on the two basal club joints in two rows (female; club on fig. 13c is flattened artificially).

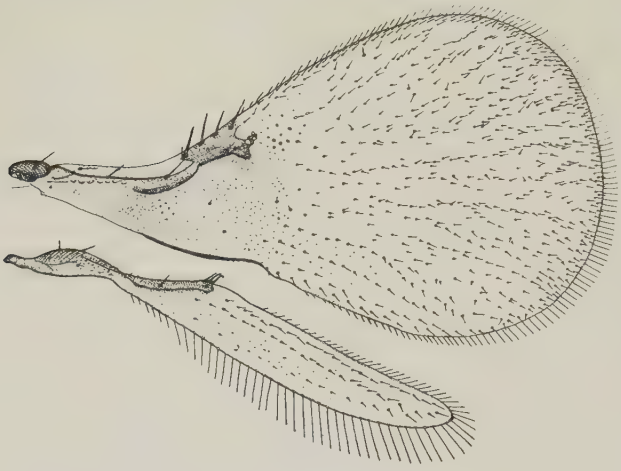


Fig. 12. *Soikiella mongibelli* Now. Type, female wings.

Prescutum und scutellum each with 4 bristles, with no median sulcus, sculpture like *Ufens* i. e. an elongate net with 1—2 supplementary folds in; axillae with 2, parapsides with 1 bristle, mesopostscutellum not developed, lateral lobi of metanotum with 2 hyaline pustulae on each side, the propodeal spiracles nearer to the front margin than their own diameter.

Forewing broad (11 : 8), apically strongly oblate, pyriform, venation reaching to the half of the wings length, costal cell more than twice the length of the marginal vein, submarginal vein twice the length of the latter or of the prestigma, marginal vein strongly widened and clavate, hardly longer than prestigma which is also thick, with a little rudiment of the basal vein, no postmarginal vein developed. Radius with a short but slender neck, $^3/_4$ the length of the marginal vein, nearly in a right angle with it. The oblique line leading to the knob well developed, submarginal hairs dense, near the margin, discal ciliation in over 30 lines, 9 of them regular, marginal cilia about $^1/_{26}$ of the greatest wing width, wings clouded till to the venation's end, some hairs near the anal margin shaped as scales. Hindwings rather broad (about 6 : 1), venation reaching farther than the halfway to apex, with 5 rows of hairs, 2 costal ones and the anal one regular. Marginal cilia shorter than the greatest wing's width (13 : 8,5). (Above description of antennae and wings-from female from Konya.)

Legs short, tarsi equal to the respective femora, metatarsus the shortest, middle and hind tibial spurs $^2/_3$ to $^3/_4$ as long as the respective metatarsi.

Abdomen rounded ovate, about half the length of the body, ovipositor short and hidden, accupying less than half of the abdomen's length (female).

Male: Similar, abdomen shorter than the rest of the body, antennal funicle joint nearly half the pedicel's length, without linear sensoria, the terminal club joint $^2/_3$ as long as each of the two basal joints, linear sensoria on the club 2, 3, 2.

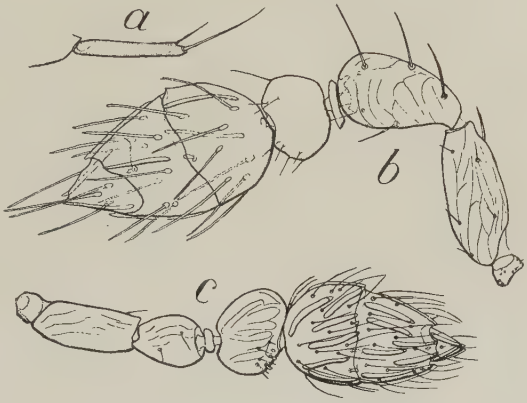


Fig. 13. *Bloodiella* n. g. *andalusica* n. sp., Types. *a* female maxillary palpus, *b* male antenna, *c* female antenna.

I was ready to place the genotype first in the Girault's genus *Parufens* but it differs from the generic description of the latter genus in having partly irregular discal ciliation of forewing. The male differs in having 1 ring and funicle joint instead of 2 in *Parufens* in both instantions. (Female has 2 ringjoints; fig. 13 c and Statement on p. 579 are wrong.)

The genus is respectfully dedicated to Dr. B. N. Blood (Bristol), the investigator ot European Trichogrammidae and Mymaridae.

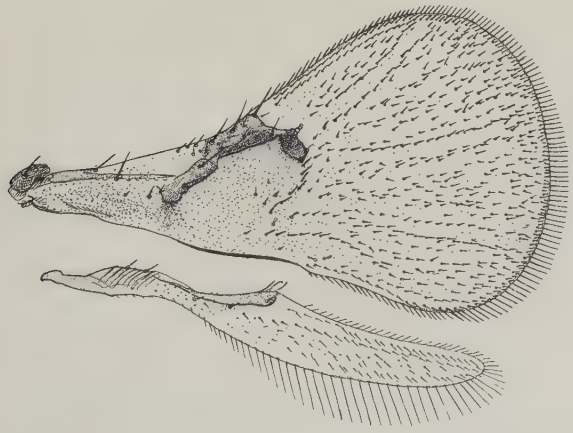


Fig. 14. *Bloodiella* n. g. *andalusica* n. sp. Type, male wings.

Genotype: the following species.

Bl. andalusica n. sp. Female 1,1 mm, male 0,9 mm, forewing 0,52 mm (fig. 13, 14). Male and female. Colour notes: Head black, front, vertex and upper part of occiput yolky yellow, eyes intense pink, antennae brownish with black scape and pedicel, body black, knees and tips of tibiae, as well as 2 basal tarsal joints yellow, fore tibiae yellow with brown outer side, venation dusky, darker toward the apex.

Female antennae with nearly nacked funicle which has on the apex ventrally a group of „mushroom-like" sensoria (bladder-like appendages of Girault) and some hairs, club covered rather densely with moderately

long hyaline hairs. The apical suture strongly bisinuate. Tibial spur of the fore legs only little shorter than metatarsus (6 : 8).

Male antennae with some hairs on the apex of funicle joint and moderately sparse thick hyaline hairs on the club, Apical suture like that of the female. The apical spur of the middle and hind legs as long as the metatarsus, of the forelegs — a half of the respective metatarsus. Forewing narrower (1 : 2), fringe $^1/_{10}$ of its width, on hindwing $^7/_{10}$.

A pair taken at San Juan de Aznalfarache, near Sevilla, Spain, by sweeping flowers of some umbelliferous plant near the Guadalquivir as well as the slopes of the hills near the cloister, 2 July, 1930. A female captured at Ankara, Turkey, June 1-st, 1934 and another at Konya, Turkey, the 7-th of the same month.

Unfortunately the Andalusian female laks the forewings, so I could compare the Turkish females only with the male's forewing. I cannot say therefore whether they belong to two different geographical subspecies; at all events they do not differ much.

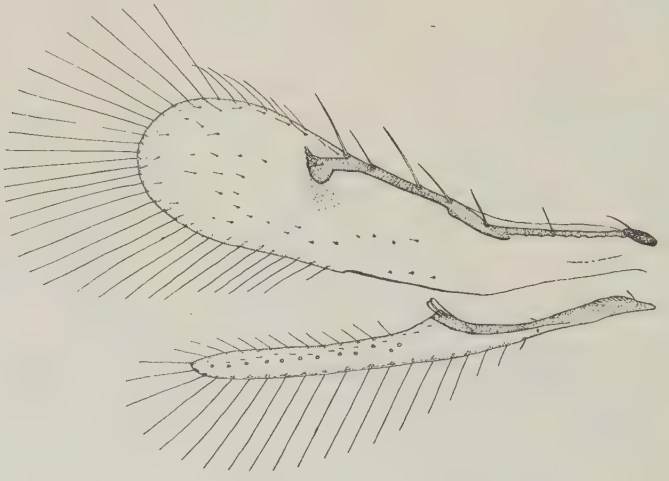


Fig. 15. *Oligosita dilutior* n. sp. Type, male wings.

Genus Oligosita Hal.

1. *Ol. subfasciata* Westw.[1]) var. *eremobia* nov. ssp. Female 0,71 mm, male 0,7 mm, forewing 0,5 mm. Distinguished from the European form through hyaline (not dusky) wing cilliation, light yellow (instead of greyish yellow) antennal flagellum and entirely yellow tibiae, as well as the 2 basal tarsal joints (second greyish); the male has very slightly greyish femora, the thorax is sometimes mostly yellow, as well as the abdominal base both dorsally and ventrally (see also some details under the following species).

[1]) Synonymous are: *Paroligosita bella* Kurd. *Oligosita germanica* Gir.

1 female, 3 males catched in the palm orchard of Biscra (Northern Sahara), June 24, 1931 with other new Trichogrammidae described in this paper.

2. *Ol. dilutior* nov. spec. Female and male colour notes: Light orange yellow with lower face, occiput, fore and hind coxae dusky, mesopleurae posteriorly, propodeum laterally and posterior $^3/_4$ of the abdomen brownish. Legs and venation light lemon yellow, the latter somewhat greyish, the former with dusky terminal tarsal joints. Female 0,65 mm, male 0,6 mm, forewing 0,45 mm (fig. 15).

Similar to *var. eremobia* n. ssp. in the structure, but the body slenderer (124 : 26 instead of 130 : 35), wings narrower with sparser discal cilia; *eremobia* female has the ratio of lenght and greatest width of the forewing 96 : 32 with 53 marginal cilia, hindwings on the anal margin with 28 cilia, which are longer than the membran's width as 17 : 5, *dilutior* female has the above ratio 85 : 24, 42 cilia on forewing and 21 cilia anally on hindwing, which are longer of the membran width as 17 : 4.

In the male of *dilutior* the marginal cilia of forewing are longer than the greatest wing's width (20 : 19) (shorter in *eremobia* 28 : 20), 35 in number (42 in *eremobia* male) the ratio of length and width is 70 : 18 (82 : 27 in *eremobia* male), the number of the cilia on the anal hindwing's margin is 16 (26 in *eremobia* male), they are longer than the membran of the hindwing as 4 : 14 (4,5 : 17 in *eremobia* male).

One female and one male taken with the foregoing subspecies in the palm orchard of Biscra.

3. *Ol. biscrensis* nov. spec. female 0,75 mm, forewing 0,57 mm (fig. 16, 17 b). Lemon yellow, slightly suffused with greyish on the mesonotum anteriorly and on the pronotum, eyes and ocelli black, mandibles ferrugineous, pedicel slightly, rest of the flagellum dusky brownish, tip of abdomen orange, marginal vein and radius sulphur yellow, black on the proximal end of the prestigma and dusky on the radial knob, subradial spot moderate, triangular, extended perpendicularily to the anal wing margin, reaching the median line of the wing, there is another cloud at the base of the prestigma, the submarginal vein and the entire membran slightly clouded. Tarsi slightly dusky, apically more so, on the wing's and ovipositor's base there are 2—3 black points.

Head somewhat transverse (about 62 : 55), eyes occupying a little less than $^1/_2$ of the height, more than twice higher than the cheeks, left jaw bidentate, right unidentate, both with an interior entire cutting edge. Maxillary palpus 3 : 1, the longer terminal bristle $^1/_3$ longer than the joint, the smaller one stout, as long as the joint thick. Antennae inserted a little under the middle of face, above the lower ocular line, the scape not reaching the anterior ocellus, slender (1 : 5), $^2/_5$ of its own length, cylindrical, somewhat bent (convex ventrally), with 7 hairs. Pedicel not quite twice thicker than the scape (22 : 35) or funicle, as long as the ring,

funicle and the 1-st club joint combined. Ring one-sided, thicker ventrally, as broad as funicle joint, the latter (17 : 15) nearly round, a little narrowed basally and oblate apically. Club (25 : 55) conically ovate, still broader than the pedicel, a little shorter than the scape (55 : 57), the basal joint equal to the middle one, terminal one longest, 1,5 times of each of basal ones with a tap shorter than the joint (2 : 2,5), linear sensoria on the club 0,2,2. Hairs very sparse, some mushroom like sensoria on the funicle and club present.

Prescutum and scutellum each with 2 bristles, on the former situated near the lateral angles, on the latter in the middle of the length opposite the posterior prescutum angles, large, reaching to the anterior margin of the propodeum. The spiracles on the latter situated 2 their own dia-

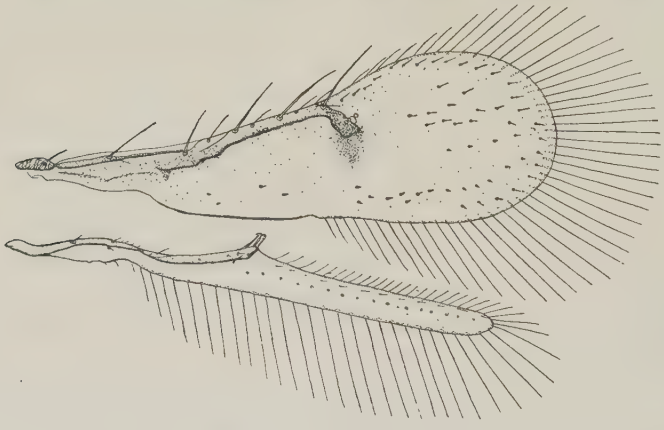


Fig. 16. *Olygosita biscrensis* n. sp. Type, female wings.

meters from the front margin. Middle lobe of the propodeum long, scutellum like, 2—3 times longer than the metanotum. Sculpture, i. e. traces of a longitudinal net visible only on the prescutum.

Forewing moderately broad (3 : 10), costal margin distal of the venation rather convex, the anal margin basally deeply excavated, the venation reaching to $^3/_5$ of the wing's length, submarginal vein as long as the marginal vein, prestigma a half of each; costal cell hardly developed, bare, radius $^1/_3$ as long as the marginal vein, not especially enlarged. There are 4—6 isolated little hairs along the hind margin opposite to the marginal vein. Submarginal cilia forming a row, mostly distant from the margin and not reaching it, absent along the anal margin proximally of the anal angle; there is besides a row parallel to it, beginning opposite to the radius in the anal part and ending in the $^3/_4$ of the wing's length in the costal part, and then 3 little longitudinal rows included in the arch formed by the preceding in the costal half of the wing (4, 4, 3 hairs). Marginal cilia $^2/_3$ of the greatest wing's width (51 in number). Hindwings with

the venation reaching to $^1/_2$ of the length, marginal cilia 4 times longer than the width of the free membran, with 23 cilia costally and 32 anally.

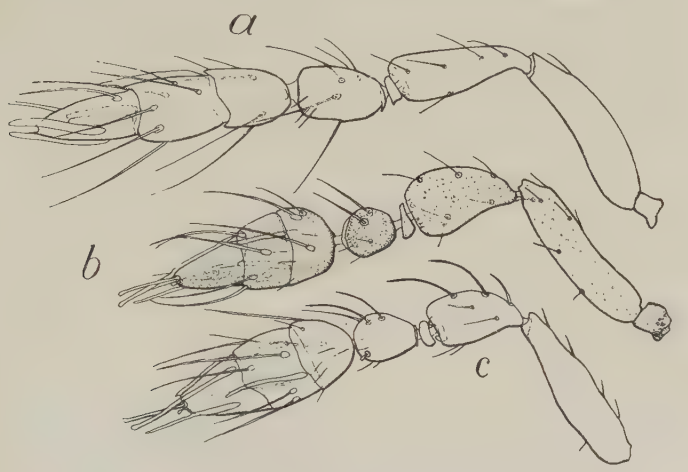


Fig. 17. Antennae of *Oligosita* females.
a Ol. gracilior n. sp. type. *b Ol. biscrensis* n. sp. type, *c Ol. mediterranea* n. sp. type.

There is a very delicate row of hairs along the costal margin and a row of hairless pustules in the median line.

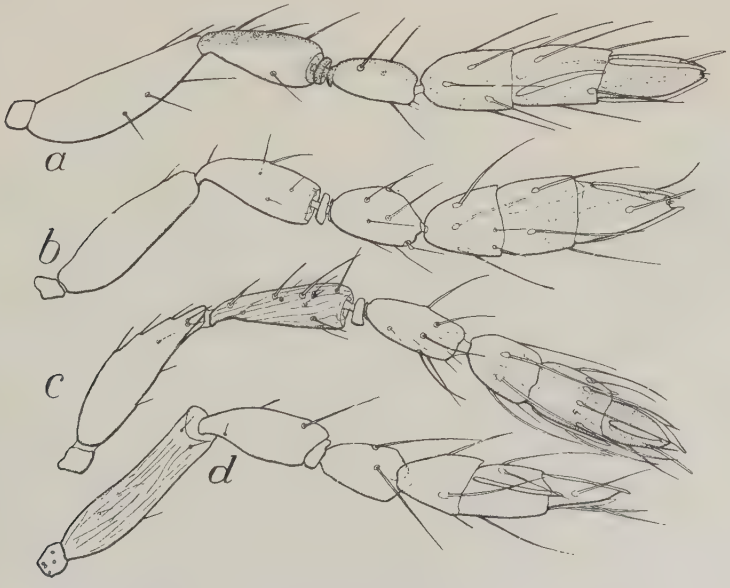


Fig. 18. Antennae of *Oligosita*. *a Ol. cypriota* n. sp. female, type, *b Ol. gracilior* n. sp. male, type, *c Ol. podolica* n. sp. female, type, *d Ol. mediterranea* n. sp. male, type.

Legs with the tarsi equal to the femora but longer than the tibia in the foreleg. The 2 basal joints equal, the terminal longest. In the middle

leg the tarsus a little (30 : 25) longer than the tibia and considerably (3 : 2) longer than the femur, the joints nearly equal, the spur $^1/_5$ the length of the 1-st joint, in the hind leg spur the same.

Abdomen occupying nearly a half of the body's length, a little widened in the middle, pointed, the ovipositor barely extruded, occupying $^6/_7$ of the total length.

This species in related to the Australian *Ol. sacra* Gir. and *Ol. anima* Gir. Caught with the 2 preceding species at Biscra.

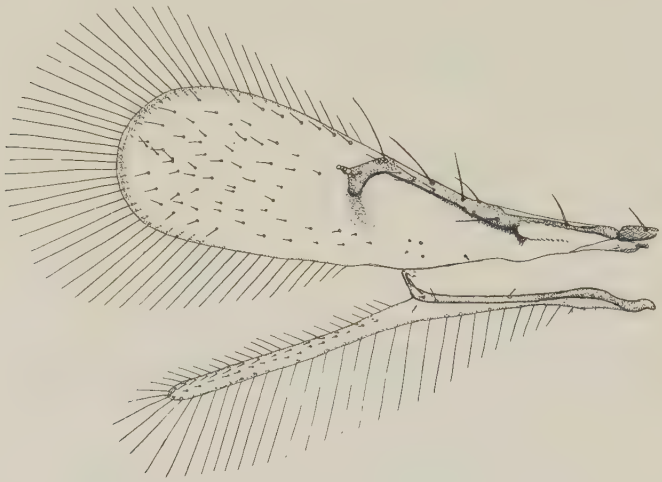


Fig. 19. *Oligosita gracilior* n. sp., Type, female wings.

4. *Ol. gracilior* nov. spec. Female 0,8 mm, forewing 0,59 mm (fig. 17a, 18b, 19, 20).

Head light orange yellow with the mouth, $^1/_4$ of the face and $^1/_3$ of the occiput brownish dusky, cheeks dark only below the under (oral) angle of the eyes, the latter black, antennae greyish yellow with lighter yellowish sutures on the club. Mesonotum lighter orange than the head, pronotum dusky as well as the side lobes of the propodeum, the middle part of the latter and the metanotum dusky orange. Marginal vein of the forewing sulphur yellow, with the caudal margin dusky, radius knob and prestigma dusky, as well as the subradial spot which reaches beyond the median line of the wing, tegulae greyish yellow. Legs dusky, with the tips ($^1/_4$) of the middle and hind tibiae and femora and a very narrow ring near the knees, as well as II trochanters yellow, coxae and terminal tarsal joints blackish. Abdomen coloured like thorax with 4 narrow cross stripes and apex dusky, as well as the entire ovipositor parts ventrally, the extreme point white, parts of the venter proximally of it and 3 proximal tergites (between the dark stripes) sulphur yellow.

As the species is rather like to *Ol.* (*Chaetostricha*) *schlicki* Kryg. I give a comparative description of both, made from the type specimens.

Females.

schlicki Kryg.	*gracilior* n. sp.
Head: rather regularly rounded, not prominent under the furrow separating the cheeks.	lower parts of the cheeks under the furrow prominently swollen.
Antennae: funicle joint a little longer than wide, club widest basally.	funicle nearly twice as long as wide, club widest in the middle.
Body: Thorax a little more than $^1/_3$ as wide as the body long, abdomen $^3/_4$ as broad as long.	thorax less than $^1/_4$ as wide as the body long, abdomen $^3/_7$ as broad as long, body shape very similar to that of *Ol. nigripes* Gir. ♀.
Wings: forewing thrice as long as wide reaching far beyond the abdomen's tip. Radius projecting into the disk $^7/_{25}$ of the wing's width at the same point. There are about 12 rows of discal cilia, and about 16 hairs of submarginal cilia along the apical margin. Marginal cilia half the length of the greatest wing's width. Longest marginal cilia of the hindwing 5,5 times longer than the membran's greatest width.	forewing 3,5 times as long as wide, reaching only to the abdomen's tip. Radius projecting into the disk $^{27}/_{42}$ of the wing's width. about 8 rows of discal cilia, about 7 hairs of submarginal cilia along the apical margin, marginal cilia $^3/_4$—$^4/_5$ of the greatest wing's width. Longest marginal cilia of the hindwing 4,5 times longer than the membran's greatest width.

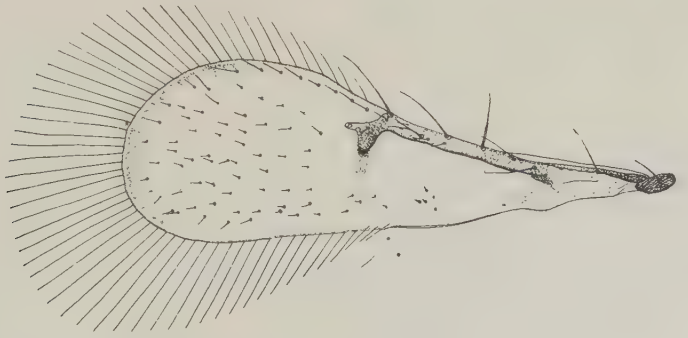


Fig. 20. *Oligosita gracilior* n. sp. Type, male forewing.

Legs: similar in proportions, tarsi much longer than their respective femora, tarsal joints almost equal, only the hind metatarsus a little longer than each of the distal joints. Hind tibial spur $^1/_3$ of its length. Middle one very short (about $^1/_6$ of the resp. metatarsus).

The female type of *schlicki* Kryg. has a more intense orange colour with darker abdominal tip and with broadly yellow coxal tips, trochanters and knees. The dark abdominal stripes are indistinct and medially broken, antennal funicle sulphur yellow, $^2/_3$ of the occiput and more than $^1/_2$ of

the face (lower part) dusky. Compared with *gracilior* n. sp. the body is robust, short and high.

Male. 0,67, forewing 0,5 (fig. 17 b, 19). Unfortunately the typical male of *schlicki* Kryg. (16. 7. 18, mounted with a female), which I could examine lacks the antennal flagelli, so I give the comparison of the proportions of antennal joints of males taken at Krzemieniec, Volhynia (see below).

Colour notes: Like female, but the head without dusky spaces, scape and pedicel also yellow. Abdomen without stripes, toward the apex dusky, as well as the distal sternites. The wings less clouded than in *schlicki* male.

The main difference from the male of *schlicki* Kryg. is in the shape of the distal part of the forewing, i. e. the costal margin distad from the venation is convex, blade ot this point is broadened. The number of the rows of discal ciliation don't differ much. The length of the marginal cilia is greater in *gracilior* n. sp. (compared with the body length) but cannot be compared here with the greatest wing's width, since the wing is abnormally shortened and broadened. The longest marginal cilia compared with the length of the forewing are: *schlicki* Kryg. male 23 : 100, *gracilior* nov. spec. male 23 : 88. Funicle joint is equal to $^3/_4$ of the pedicel, in *schlicki* the same; club shorter than the rest of the flagellum (17 : 20), in *schlicki* equal. The legs have also the middle metatarsus longer than the distal joints of the same tarsus (as in *schlicki* male).

A pair taken by sweeping grass near Prague, Bohemia on the very hot hill slope Divčí Hrady at Zlichov August 7, 1927, then 3 males 1 female at Le Rouret, Alpes Maritimes, Southern France, from mixed tree vegetation July 26, 1932 and a female swept from weeds near Aya Sophia, Istanbul, Turkey, August 17, 1932.

The species is not a geographical variety of *schlicki* Kryg. since I took the latter species together with it at Le Rouret and commonly in Asia, Minor and Italy.

The French specimens (especially males) differ from the Bohemian ones in light sulphur yellow colour, contrasting with the dusky black legs etc. but the females do not differ much.

5. *Ol. podolica* nov. spec. female 0,85 mm, forewing 0,78 mm (fig. 18 c).

Bright orange yellow with the entire under side dusky, lower face and half occiput, pronotum, I trochanters and femora (except knees) as well as 5 abdominal stripes of the same colour; scape and the basal half of the pedicel greyish, rest of antenna yellowish (or greenish) white tinged with greyish on the club, except on sutures. Eyes and ocelli black, black are also coxae, lateral parts of propodeum and metapleura as well as the ventral ovipositor parts, abdomen's tip and valvae. Marginal vein of the forewing greenish white, its apical third, prestigma and stigmal knob dusky. Substigmal spot little, narrow, crescentic, reaching till to

the medain line of the wing, membran sligthly uniformly clouded, apical margin more so.

The species is near and allied to *Ol. formosa* m. (= *pulchra* Kryg.) as well as to *Ol. nigripes* Gir., whose type specimen (Zool. Mus. Univ. Berlin no. 31 959, female) I have seen (but not examined). Besides I have a rather rich comparative material of this latter species from Poland, Bohemia and France. A female of *nigripes* Gir. was taken also not far from the type locality of *Ol. podolica* n. sp. (however in submountain region) i. e. at Piadyki, near Kołomyja, voiev. of Stanisławów (on dog roses), so I think it is a good species, not an aberration, nor a geographical subspecies.

Ol. nigripes Gir. female.

Pedicel $^5/_7$ of the scape, the latter a fourth as wide as long, funicle joint nearly half of the pedicel, more than 1,5 times as long as broad, more than a third the length of the club, which is a little longer than the scape, longer than the pedicel as 3:2, thrice as long as wide.

Head with cheeks swollen.

Abdomen broadest in the middle, base narrower (like *gracilior* Now.).

Ovipositor concealed.

General body colour a brownish red orange, under side partly smoky.

Forewings with marginal cilia measuring exactly a half of the greatest wing's width.

Legs dusky black, with tips of tibiae and femora indistinctly lighter and with a narrow light ring on the base of tibia, II trochanters distinctly whitish.

Ratio of the middle metatarsus to the rest of the tarsus as 20 : 30;
Metatarsus 1.5 the length of the last joint;
The same of hind leg 20 : 35;
Metatarsus equal to the last joint.

Ol. podolica nov. spec. female.

Pedicel $^{13}/_{15}$ of the scape, the latter thrice longer than wide, funicle $^5/_6$ of the pedicel, more than twice as long as broad, exactly $^1/_2$ the length of the club which is a third longer than the scape, longer than the pedicel as 5 : 3, nearly 4 times longer than wide.

Head with cheeks rounded regularily in the round outline of the head. Abdomen broadest at base, tapering (like *schlicki* Kryg.).

Ovipositor protruded for $^1/_{17}$ of the abdomen's length.

Dorsum light orange or yolky yellow under side contrasting dusky and black.

Forewing with the marginal cilia measuring $^2/_5$ of the greatest wing's width.

All tibiae and tarsi II and III yellow, hind tibiae with a slight brownish ring in the middle, distal tarsal joints blackish, the rest of the fore tarsi brownish, second joint of the hind tarsi dusky yellow.

idem 18 : 28;

18 : 15;
idem 20 : 25;
20 : 15.

Hind tibial spur over $^1/_3$ of the metatarsus; idem.

Male unknown.

One female taken at Biała Czortkowska, voiev. Tarnopol, Polish Podolia, on diverse trees near the railway station, August 23 th 1933 The spot belongs to the pontical steppe-region.

6. *Ol. paphlagonica* nov. spec. Male 0,9 mm forewing 0,75 mm.

Golden yellow, eyes and ocelli black, apical part of the jaws ferruginous, antennal funicle-joint toward the apex and each club joint broadly embrowned in the middle, radicula with blackish borders. The posterior half of mesepisternum (fused with epimerum) except a broad yellow posterior margin, metapleurae and side-expansions of the propodeum and of metanotum, basal $^3/_4$ of the hind coxae, anterior margin and lateral angles of the 1-st abdominal tergite and less than apical half of the abdomen dusky black. Marginal vein of the forewing yellow, prestigma greyish, anally margined with black, radius grey, with a crescentic cloud outcoming from the apex. Hindwing's vein yellow, with distinctly dusky brown apex, hamuli hyaline. Tibiae honey yellow in the middle, tarsi brownish with dusky black terminal joints.

Head rather regularly rounded, eyes and cheeks not much prominent, antennae of the type of *gracilior* m. (fig. 17 a), ratio of the length of scape, pedicel, funicle and club 18,5 : 13,5 : 8,3 : 20; ratio of club joints 6 : 7 : 7. Both jaws tridentate. Prescutum as long as wide, twice longer than scutellum, its bristles (one pair) on the lateral margin a little behind the anterolateral angles, bristles of scutellum (one pair) near the hind margin. Propodeal spiracles little, round, remote from the anterior margin with which they are connected by a carina. Propodeon in the middle linear, shorter than the metanotum. Abdomen a little ($^1/_{13}$) longer than the thorax, hypopygium apically narrow, spoon-shaped, extreme apex widened, reaching nearly to the abdomen's apex. Mesophragma reaches till to the half of abdomen's length.

Wings sililar to those of *schlicki* Kryg., yet much narrower (3,5 times longer than broad), venation reaching to 73/138, ratio of submarginal, marginal vein, costal cell, prestigma and radius 25 : 27 : 28 : 13 : 8. Longest marginal cilia a shade over than $^2/_3$ of the greatest width, submarginal cilia along the apical margin sparse and remote from the margin, not touching it. There are 12 lines of discal cilia across the greatest width (plus 2 submarginal). Hindwing over 14 times as long as broad, venation not reaching to the half length, cilia nearly thrice the greatest width, 2 complete rows of discal cilia and 2—3 additional hairs in the distal fourth behind them.

Fore and hind femora equal in length, the middle ones $^1/_8$ shorter, as long as the fore tibia, middle tibia much over $1^1/_2$ longer than the fore one (52 : 30), the hind tibia a shade longer than the middle one. Tarsi longer than femora. Hind tarsus less than $^1/_{16}$ shorter of the respective tibia, longest, tarsi I, II, III in ratio 40 : 48 : 50, in the fore ones middle joint shortest, last one longest (14 : 13 : 15), in the middle and hind metatarsus longest, last joint shortest (20 : 16 : 14 in the middle, 24 : 16 : 13 in the hind ones). Tibial spurs short, $^1/_{20}$, $^1/_{16}$ and $^1/_7$ of the respective metatarsi, in ratio 2 : 3 : 7. Middle tibia spindle-shaped, thickest in the basal third.

Female unknown.

This species belongs to the group with longitudinally ribbed abdominal tergites *(Chaetostricha* Kryger not Haliday) and comes nearest to *Ol. schlicki* Kryg., *gracilior* m. and *cypriota* m. having the body golden yellow. None of them has, however, such a narrow forewing (1 : 3,5) and all can be easily distinguished by their coloration.

A male taken at Kastamonu, Paphlagonia, Turkey, June 4, 1934 on *Crataegus* and *Berberis*.

7. *Ol. cypriota* nov. spec. Female, 0,9 mm, forewing 0,58 mm. Type (fig. 18a, 21) Head and thorax light golden yellow, the latter whitish beneath, abdomen orange, lower half of the occiput dusky, tip of mandibles ferrugineous, antennae whitish yellow, flagellum slightly, the terminal joint more suffused with dusky. Eyes and ocelli black. Pronotum light brownish, meso- and metapleura, the lateral parts of propodeum and a narrow stripe at the base of abdomen blackish, as well as the basal half of the hind coxae and all terminal tarsal joints, fore tarsi and tibiae dusky greyish, remainder of legs light to whitish yellow. Abdomen with totally 5 dark stripes (the basal one already mentioned), tip and ovipositor region ventrally dark. Marginal vein whitish yellow, prestigma and radius knob dusky, the latter more so, the anal margin of the two former (except the basal half of the marginal) bordered with black. Subradial spot little, not longer than the radius, reaching to the median line of the wing.

The second little female, paratype (0,56 mm, forewing 0,42 mm) has besides entirely dusky coxae and the tibiae and femora broadly darkened in the middle, dusky cheeks and broader 3 anal adbominal stripes.

(Larger female, type.) Head nearly round, cheeks not prominent, jaws tridentate, maxillary palpus cylindrical, twice as long as broad, the shorter apical bristle half as long, the longer one equal to the joint. Ocelli large.

Antennae slender, scape a little enlarged basally (1 : 3), 1,3 times longer as the pedicel which is its own $^1/_4$ longer than the slender funicle joint. The latter is twice longer than wide. The club is subcylindrical, 1,5 times longer than the remainder of flagellum, a little shorter than the scape and pedicel united, all joints nearly equal, each longer than the funicle.

Prescutum and scutellum each with 2 bristles, on the former behind the lateral angle, on the latter near the posterior margin. Sculpture not visible. Propodeal spiracles remote from the front margin less than their own diameter. Lateral lobe bare, only near the spiracle 2 hyaline points are visible.

Forewings uncommonly broad for the genus (48 : 115), apically obtately rounded, venation reaching nearly to the half length, costal cell broad, as long as the marginal vein, with one large hair near the base. Submarginal vein $^4/_5$ of the marginal, prestigma half of the latter. Radius

less than $^1/_2$ of the marginal vein, nearly perpendiculary to the costal margin. There are 16—17 longitudinal irregular rows of discal cilia, submarginal row well developed, somewhat sparse only along the anal angle, the hairs do not touch the wing margin. The discal ciliation begins at the level of radius except of 5—6 little thick hairs anally from the marginal vein; no hairs farther basally. Marginal cilia 83, rather dense, sparser near the venation, beginnig there by rather long hairs. Longest are 2,3 times shorter than the greatest wing width. Hind wings with 3 rows of discal cilia (also unusual for the genus), the longest marginal

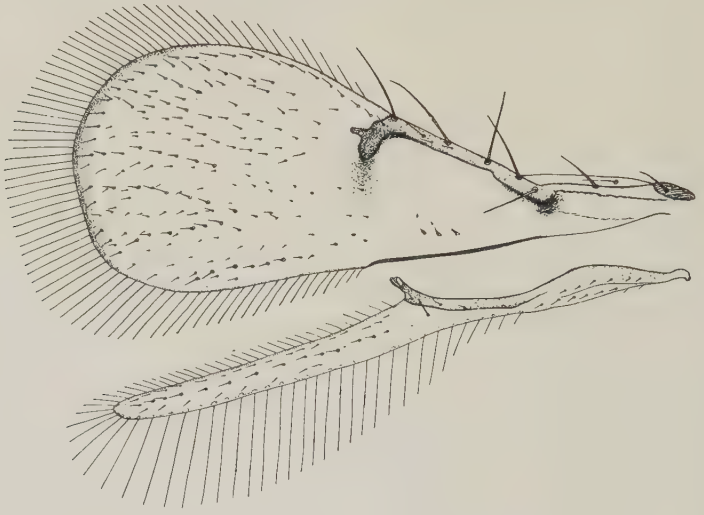


Fig. 21. *Oligosita cypriota* n. sp. Type, female wings.

cilia thrice the width of the membran, 34 on the costal, 39 on the anal margin.

Fore tarsi equal to the respective femora, metatarsus shortest, terminal joint longest, middle tarsi longer than middle femora but shorter than the tibia, metatarsus longest, next joint nearly equal, last shortest, $^2/_3$ of the metatarsus, spur $^1/_3$ of the latter; hind tarsi a little shorter of hind tibiae, metatarsus longest, 2 : 2,5 to the rest, terminal shortest, tibial spur less than $^1/_3$ of the metatarsus.

Abdomen longitudinally ribbed, robust, occupying $^7/_{17}$ of the body's length, broadly sessile, mesophragma reaching to $^1/_3$, ovipositor occupying $^3/_4$, not at all exserted.

(Smaller female, paratype). The apex of the forewing is not oblate, there are only 8—9 lines of discal ciliation, 60 mariginal cilia which are nearly half as long as the greatest wing's width. Hindwing has the posterior row of discal cilia sparse and rudimentary, the marginal cilia over 5 times longer than the membran's width, 24 costally, 26 anally;

legs are more short and robust, tarsal joints of each leg nearly equal to each other; hind tibial spur a half of the respective metatarsus, apex of the hind tibia with a visible angle, tibia long haired.

Male unknown.

2 females (small and large) taken at Iskarinou, Southern Cyprus, on the road between Limassol and Larnaka, on tamarisks in a dry river bed, August 7, 1932.

The species belongs to the group with longitudinally ribbed abdominal tergites (*schlicki* Kryg., *nigripes* Gir., *cratitia* Wat., *marilandia* Gir. etc.) and comes near to the last named species, differing in colour, antennal proportions and the number of discal rows of cilia on the hindwing.

8. *Ol. mediterranea* nov. spec. Female 0,68 mm, forewing 0,5 mm (fig, 17 c, 18 d, 22).

Body light orange yellow, lower face, cheeks and lower half of the occiput dusky, mandibles ferrugineous with brown teeth, eyes and ocelli black, antennae whitish, with the scape dusky except at apex and the two apical club joints suffused with dusky, Prothorax, side lobes of the propodeum and the mesopleura posteriorly dusky, Mesonotum orange, bases of the wings white with black points. Mesopostscullum, the middle scutellum-shaped lobe of the propodeum and a triangle on the abdominal base coloured like mesonotum, Abdominal tergites suffused indistinctly with dusky, darkest at base and at apex, toward the apex becoming more intense orange: marginal vein and radius white, prestigma and anal border of the former black, the shade as lang as the knob, broadly crescentic, curved proximally. Legs dusky, with whitish trochanters, knees and two hind tibia; two basal tarsal joints of the two hind pairs lighter dusky, the terminal one blackish.

Head rather transverse, cheeks swollen, eyes rather triangular, jaws tridentate, inner tooth little, not coloured, antennae inserted above the lower ocular line, scape not reaching to the anterior ocellus, slender (1 : 4), a little widened basally, twice the length of the pedicel, which is thicker than the former; funicle joint $^2/_3$ of the pedicel, subpyriform, narrower basally, club the stoutest region of antenna, a little longer than the rest of the flagellum, as long as the scape, basal joint shortest, two apical equal and each equal to the funicle. Apex with a tap which is shorter than every club joint. Linear sensoria only on the club (0, 2, 3), projecting far beyond the margins of respective joints.

Prescutum transverse, rounded, 2 bristles somewhat behind the lateral angles; scutellum transverse, band-like, the 2 bristles somewhat behind the middle, propodeum with a large, scutellum like median sclerite. Sculpture of notum a very fine striation, divergent on prescutum caudally, convergent on propodeal scutellum, spiracles little, round, situated in the middle, remote over 3 diameters from the front margin.

Forewings rather similar to those of *Ol. impudica* Kryg., i. e. the apex lies nearer to the anal angle; broad 25 : 82 of the length, venation reaching over the half, costal cell very narrow, bare, submarginal vein equal to the marginal, prestigma measuring not a half of each; radius nearly sessile, but with a slender neck, $^1/_4$ as long as the marginal vein, knob widened, rounded. Discal cilia in 6 rows, sparse, little, submarginal row of cilia extended from the end of the venation till the anal angle, the costal ones large, touching the margin. Only the anal row of the discal cilia begins at the level of the radius, rest in some distance distally, besides there is a group of little isolated bristles near the retinaculum under the marginal vein. The median line of the wing widely bare till the submarginal

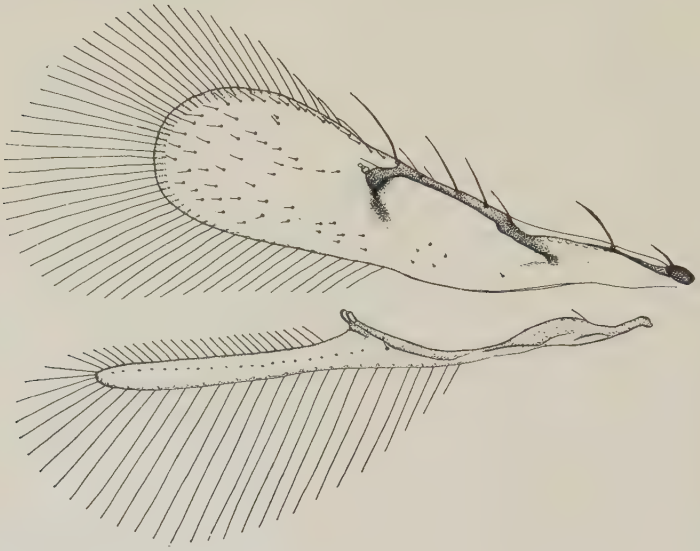


Fig. 22. *Oligosita mediterranea* n. sp. Type, male wings.

row. Marginal cilia a little shorter than the greatest wing's width (22 : 25) 48 in number. Hindwings with a single row of rudimentary discal cilia. On the costal margin 24, on the anal also 24 marginal cilia, the longest of the latter are 5 times longer than the membran's width.

The fore tarsi are longer than fore femora, terminal joint longest, the middle tarsi twice as long as middle femora, and somewhat longer than the middle tibiae (30 : 25), spur of the latter very short, $^1/_6$ of the metatarsus, the latter less than $^1/_2$ of the rest of the tarsus equal to the terminal joint, middle joint shortest, the hind tarsi equal to the hind tibiae, spur $^1/_2$ of the metatarsus which is longest, the remaining joints equal.

Abdomen rather slender, broadest in the middle, occupying $^1/_2$ of the length of the body, no sculpture, ovipositor occupies $^1/_2$ of the abdomen, barely exserted.

Male: (fig. 18d, 22) similar; 0,64 mm, forewing 0,54 mm. Abdomen more darkened laterally and posteriorly, becoming reddish toward the apex, anus yellow, middle and hind tibiae dusky near the base, basal tarsal joints of the same legs darker dusky. Marginal cilia of the forewing equal to the greatest wing's width, substigmal spot narrow, broadened, with neck. Middle metatarsus longer than the terminal joint (2,5 times), $^3/_4$ as long as the rest of the tarsus. Antennae shriveled and difficult to describe. Club with no tap, equal to the rest of the flagellum or to the scape.

Abdomen subrhombiform, truncate at apex, $^1/_4$ longer than the thorax.

A male taken at Le Rouret, Alpes Maritimes, Southern France on miscellanous tree vegetation July 26, 1932 and 2 females at Athenes Greece by sweeping dry grass on the slopes of the Acropol as well as the poor vegetation near the river Ilyssos August 3, 1932. Later 2 females from Portici (Naples), July 14, 1927 were found.

The species belongs to the group of *Ol. collina* Hal., *Ol. foersteri* Gir., *Ol. impudica* Kryg. (= *Ol. fuscata* Soika), *Ol. insularis* Gir. and *Ol. engelharti* Kryg. Also similar to *Ol. thoracica* Kryg. differing in coloration.

Distinctive characters of *Ol. mediterranea* m. and the group of *Ol. foersteri* Gir.

Females.

Ol. mediterranea m.	*Ol.* group of *foersteri* Gir.
In southern specimens with no tendency to blood-red color.	In South Europe tending into blood-red.
Subradial spot narrow, elongate.	spot square-shaped or round.
Tarsi pale basally.	tarsi dusky.
Costa of forewing distally from venation convex.	costa less convex.
Metatarsus of hind leg longer than the terminal joint as 11 : 10.	as 15 : 12.
Funicle joint 1,5 times as long as thick, as long as the basal club joint.	twice as long as thick, longer than the basal club joint.

Males.

Dusky orange with dusky parts.	lemon yellow, underside dusky, northern specimens darker.
Fullwinged.	more or less brachypterous.

9. *Ol. formosa* nom. nov. (= *Ol. pulchra* Kryg. 1918 not Gir. 1911).

This beautiful species, described as *Chactostricha* Hal. is, however, a true *Oligosita* Hal. Kryger has accepted Arn. Förster's interpretation of the genus *Chaetostricha* Hal. Förster said it has long marginal cilia surrounding the wing margin. It is, however, the true contrary in the species which I consider as *Ch. dimidiata* Hal. The latter fits exactly the original description. The wings are similar to *Lathromeris scutellaris* Först. except all cilia are in regular lines. Antennae are as in *Centrobia* Först. i. e. 9-jointed. This is the reason why I consider *Chaetostricha*

Kryg. 1918, not (Haliday) Walker 1851 as synonymous with *Oligosita* (Hal.) Walk. in a manner as Girault comprehends the latter or merely a name for a group of subgeneric value.[1])

Ol. formosa m. is known to me from Central Poland (Skierniewice, Warszawa) and from Southern France (Nice), showing no tendency to geographical variability.

10. *Ol.* group of *sanguinea* Gir., *foersteri* Gir. and *engelharti* Kryg. In spite of having rather rich material of the two latter species I cannot at present delimit with certainty all of them.

That seeming to be *engelharti* Kryg. is very common in Poland and was found besides in Bohemia (from Elba detritus) and on the Danube, at Ruse, Bulgaria. The body of the female is of a slender built, dull light brownish orange, more or less strongly darkened. Head not especially larger than the thorax.

Among this common species I have found some specimens showing a bright orange yellow body-color, of a shorter built, robust, with the head distinctly swollen. They seem to inhabit dry, hot localities or to appear in the hot season; so at Toruň the slender, dark form is common in meadows, while the orange yellow one inhabits the hot, sandy slopes near the shore of Vistula, e. g. in the vicinity of the winter-harbour. This latter form fits well the original description of *foersteri* Gir. and is like in body-coloration to the type specimen (which lacks the head and wings).

What I consider as a South European subspecies of *foersteri* Gir. comes very near to *sanguinea* Gir. I have more or less blood red females: from Sevilla, Spain, another from Kara Ağaç, Istanbul, Turkey and a large series from Kadiköy, Bosporus, Turkey. So the Girault's relation about the rearing of *Ol. sanguinea* from Italian lucerne becomes quite probable.

Till now I failed to find constant differences in the wing ciliation, proportion of the marginal fringe length and the wing width and in the proportion of the leg-joints between these three forms.

Still worse is the state with the males. They show a more pronounced tendency to become short-winged. I have many males, among them some from Central (Ankara) and Southern (Adana) Asia Minor. The main body-colour is always a light yellow color, in the northern specimens embrowned on the under side.

At present I cannot say to which species belong *Ol. brevipennis* Hell. kindly sent to me by Dr. Hellén. It may belong even to *Ol. collina* Hal. (see later).

I fear we shall have with this group of species similar difficulties as we have with the spesies of *Trichogramma* Westw. Rearing and temperature experiments will be perhaps the only proped way to delimit the species.

(To be continued.)

[1]) *Centrobia fumipennis* Blood belongs to *Chaetostricha* Hal.

Die Borkenkäfer (Ipidae) und ihre Standpflanzen.

Eine vergleichende Studie.

II. Teil.

Von

R. Kleine, Stettin.

Die Ipidae nach ihren Standpflanzen geordnet.

Eine Übersicht über die Befallstärken der einzelnen Pflanzen ist erwünscht. Wenn auch im ersten Teil eine Gegenüberstellung nach den Familien stattgefunden hat, so ist die Bedeutung der Pflanzengattungen, ja selbst der Arten erst nach der Häufigkeit ihres Befalles zu beurteilen. Das sich daraus ergebende Bild ist ein sehr interessantes und ergänzt die Angaben des ersten Teiles.

Cryptogamen.

Polyporaceae.

Polyporus sp. Coccotrypes pygmaeus Eichh.

Phanerogamen.

I. Gymnospermae.

Coniferae.

Pinaceae.

Picea ajanensis Fisch, Crypturgus pusillus Gyll., C. tuberosus Nijs., Polygraphus jezoensis Nijs., Cryphalus piceae Ratz., Ips japonicus Nijs., I. laricis Fabr., I. proximus Eichh., Pityogenes chalcographus L.; — **canadensis** Mill., Scierus annectens Lec., Dendroctonus borealis Hopk., D. engelmanni Hopk., D. monticolae Hopk., D. piceaperda Hopk., D. valens Lec., Carphoborus andersoni Sw., C. carri Sw., C. jansoni Sw., Phthorophloeus piceae Sw., Crypturgus borealis Sw., Ips borealis Sw., I. chagnoni Sw., I. dubius Sw., I. engelmanni Sw., I. interpunctus Eichh., I. interruptus, Mannh., I. perturbatus Eichh., I. pini Say, I. tridens Mannh. (?), I yohoensis

Sw., Pitogenes hopkinsi Sw., Dryocoetes americanus Hopk., Pityophthorus borealis Sw., P. intextus Sw., P. nitidus Sw., P. nudus Sw., P. opaculus Lec., pilifer Schedl, Eccoptogaster piceae Sw., Trypodendron borealis Sw.; — **engelmanni** Engelm., Hylastes macer Lec., Hylurgops rugipennis Mannh., Scierus annectens Lec., Dendroctonus borealis Hopk., D. engelmanni Hopk., D. monticolae Hopk., D. murrayanae Hopk, D. ponderosae Hopk., Polygraphus hoppingi Sw., Cryphalus striatulus Mannh., Ips borealis Sw., I. engelmanni Sw., I. dubius Sw., I. interpunctus Eichh., I. tridens Mannh., I yohoensis Sw., Pityogenes carinulatus Lec., Orthotomicus vicinus Lec., Dryocoetes affaber Mannh., D. americanus Hopk., D. septentriones Mannh., Pityophthorus anceps Blackm., P. passetti Blackm., P. exiguus Blackm., P. intextus Sw., P. nitidulus Mannh., P. nitidus Sw., P. occidentalis Blackm., P. opaculus Lec., P. opimus Blackm., P. pseudotsugae Sw., P. tuberculatus Sw., Trypodendron ponderosae Sw.; — **excelsa** Lam., Hylastes angustatus Herbst., H. cunicularius Er., Hylurgops decumanus Er., H. glabratus Zett., H. palliatus Gyll., Myelophilus minor Hart., M. piniperda L., Dendroctonus frontalis Zimm., D. micans Kugel., D. valens Lec., Carphoborus rossicus Sem., Xylechinus pilosus Knoch., Phthorophloeus spinulosus Rey, Crypturgus cinereus Herbst., C. maulei Roub., C. pusillus Gyll. danicus Egg., Polygraphus poligraphus L., P. subopacus Thoms., P. punctifrons Thoms., Cryphalus abietis Ratz., C. piceae Ratz., C. saltuarius Weise, Ips acuminatus Gyll., I. amitinus Eichh., I. cembrae Heer, I. curvidens Germ., I. duplicatus Sahlb., Orthotomicus laricis Fabr., O. proximus Eichh., I. sexdendatus Boern., I. suturalis Gyll., I. typographus L., Pityogenes bidentatus Herbst, P. bistridentatus Eichh., P. chalcographus L. P. quadridens Hart., P. saalasi Egg., Orthotomicus starki Spess., Dryocoetes autographus Ratz, Pityophthorus exculptus Ratz, P. fennicus Egg.. P. macrographus Eichh., P. micrographus L., P. morosovi Spess., P. trägardhi Spess., Xyleborus xylographus Say, Xyloterus lineatus Oliv.; — **glauca** (Moen.) Vois, Pityophthorus borealis Sw., P. intextus Sw., P. nitidus Sw., P. nudus Sw., P. opaculus Lec., P. patchi Blackm., P. puberulus Lec., P. shepardi Blackm.; — **glehnii** Mast., Crypturgus tuberosus Nijs., Polygraphus gracilis Nijs., P. jezoensis Nijs., Cryphalus abietis Ratz., C. piceae Ratz., Ips japonicus Nijs., Pityogenes chalcographus L., Dryocoetes autographus Ratz., Xyleborus septentrionalis Nijs; — **jezoensis** Carr., Hylurgops glabratus Zett., H. decumanus Er., Crypturgus pusillus Gyll., C. tuberosus Nijs., Cryphalus abietis Ratz., C. piceae Rtz., Polygraphus proximus Bldfd., Ips japonicus Nijs., I. acuminatus Gyll., I. laricis F., I. typographus L, Pityogenes chalcographus L., P. seirindensis Mur., Pityophthorus jucundus Bldfd.; — **koraiensis** Nak., Polygraphus promixus Bldfd.; — **mariana** Mill., Dendroctonus piceaperda Hopk., Ips chagnoni Sw., I. perturbatus Eichh., Pityophthorus opaculus Lec., P. tuberculatus Eichh., P. pulchellus Eichh. (?); — **morinda** Link., Polygraphus minor Stebb., C. pusillus Gyll., Cryphalus morinda Stebb., Pityogenes perfossus Beeson, P. scitus Bldfd., Dryocoetes indicus Stebb.; — **obovata**

Ledeb., Carphoborus rossicus Sem., C. teplouchovi Spess., Poligraphus cubopasus Thoms., Pityogenes quadridens Hart.; — **omorica** Willk., Ips typographus L., Pityogenes chalcographus L.; — **orientalis** Lk. & Carr., Ips sexdentatus Boern., Cryphalus saltuarius Weise; — **pungens** Engelm., Dendroctonus frontalis Zimm., Pityophthorus exiguus Blackm.; — **rubens** Sarg., Dendroctonus frontalis Zimm., D. piceaperda Hopk., D. punctatus Lec., D. terebrans Ol., D. valens Lec., Cryphalus rubentis Hopk., Ips chagnoni Sw., Dryocoetes americanus Hopk.; — **rubra** Link., Dentroctonus piceaperda Hopk., Carphoborus blaisdelli Sw., C. dunni Sw, Polygraphus rufipennis Kirby., Ips borealis Sw., I. perturbatus Eichh., Pityophthorus angustus Blackm., P. balsameus Blackm., P. biovalis Blackm., P. priscoei Blackm., P. cascoensis Blackm., P. concavus Blackm., P. consimilis Lec., P. dentifrons Blackm., P. lautus Eichh., P. mundus Blackm., P. nudus Sw., P. opaculus Lec., P. patchi Blackm., P. puberulus Lec., P. pulchellus Eichh., P. shepardi Blackm., P. tonsus Blackm.; — **schrenkiana** Fisch. & Meg., Ips hauseri Rttr., Pityogenes spessivtsevi Lebedev, Pityophthorus kirgisicus Pjatn., P. parphentjevi Pjatn., P. schrenkianus Pjatn. (?); — **sitchensis** Bong., Hylurgops rugipennis Mannh., Scierus annectens Lec., Pseudohylesinus sitchensis Sw., Dendroctonus obesus Mannh., Crypturgus borealis Sw., Dolurgus pumilus Mannh., Ips concinnus Mannh., I. interpunctus Eichh., I. interruptus Mannh., I. tridens Mannh., I. vancouveri Sw., Dryocoetes affaber Mannh., autographus Ratz., D. septentrionis Mannh., Pityophthorus nitidulus Mannh., P. nitidus Sw., P. puncticollis Lec.; — **sp.** Hylastes angusticollis Egg., H. rotundicollis Rttr., Hylurgops pinifex Fitch., Dendroctonus rufipennis Kirby, D. simplex Lec., Crypturgus alutaceus Schwarz, C. atomus Lec., C. hispudulus Thoms., Cryphalus latus Egg., Stephanoderes quadridentatus Hopk., Ips caelatus Eichh., I. grandicollis Eichh., I hudsonicus Lec., Pityogenes balsameus Lec., Orthotomicus caelatus Eichh., Dryocoetes caryi Hopk., D. granicollis Lec., D. hectographus Rttr., D. piceae Hopk., Gnathotrichus materiarius Fitch., G. nitidifrons Hopk., G. sulcatus Lec., Xyloterinus politus Say, Trypodendron bivittatum Kirby, T. cavifrons Mannh., (Nachtrag: P. canadensis, Phloeosinus piceae Sw.).

Tsuga canadensis Engelm., Ips borealis Sw. (?), I. longidens Sw. (?), Pityophthorus micrographus L.; — **heterophylla** Raf., Pseudohylesinus tsugae Sw., Gnathotrichus retusus Lec., G. sulcatus Lec.; — **mertensiana** Bong., Eccoptogaster tsugae Sw., Gnathotrichus retusus Lec., Xyleborus tsugae Sw.; — **sp.** Crypturgus atomus Lec., Cryphalus striatulus Mannh, Xyleborus xylographus Say, Anisandrus dispar Fabr., A. obesus Lec., Xyloterus lineatus Ol., Trypodendron scabricollis Lec.

Pseudotsuga macrocarpa Torr., Dendroctonus pseudotsugae Hopk.; — **taxifolia** (Lam.) Britt., Hylastes nigrinus Mannh., H. ruber Sw., Hylurgops sericeus Mannh., Scierus annectens Lec., Pseudohylesinus grandis Sw., P. nebulosus Lec., Dendroctonus barberi Hopk., D. pseudotsugae Hopk., Cryphalus subconcentralis Hopk., Ips chamberlini Sw., I. cembrae Heer,

Pityogenes bidentatus Herbst, Pityokteines minutus Sw., P. jasperi Sw., Dryocoetes pseudotsugae Sw., Pityophthorus abietis Blackm., P. confinis Lec. (?), P. nitidus Sw., P. nitidulus Mannh., P. pseudotsugae Sw., P. solers Blackm., P. micrographus L., Eccoptogaster monticolae Sw., E. tsugae Sw., E. unispinosus Lec., E. ventralis Lec., Gnathotrichus retusus Lec., G. sulcatus Lec., Trypodendron cavifrons Mannh., T. ponderosae Sw.; — **sp.** Hylurgops rugipennis Mannh.

Abies amabilis Forbes, Cryphalus amabilis Chamberl.; — **balsamea** Mill. Cryphalus balsameus Hopk., Ips borealis Sw. (?), I. curvidens Germ., I. longidens Sw. (?), Pityokteines sparsus Lec., Pityophthorus angustus Blackm., P. balsameus Blackm., P. cariniceps Lec., P. consimilis Lec., P. opaculus Lec., P. puberulus Lec., P. pulchellus Eichh., Eccoptogaster piceae Sw.; — **cephalonica** Loud., Ips curvidens Germ.; — **concolor** Lindl. & Gord., Pseudohylesinus granulatus Lec., Dendroctonus valens Lec., Pityophthorus abietis Blackm., P. confertus Sw., P. nitidulus Mannh., P. pseudotsugae Sw., P. solers Blackm., P. tuberculatus Eichh., Eccoptogaster praeceps Lec., E. ventralis Lec., Gnathotrichus sulcatus Lec.; — **firma** S. & Z., Polygraphus oblongus Bldfd., Cryphalus piccae Ratz.; — **fraseri** Lindl., Cryphalus fraseri Hopk., Ips curvidens Germ.; — **grandis** Lindl, Pseudohylesinus granulatus Lec., P. grandis Sw., P. granulatus Lec., Cryphalus approximatus Hopk., C. grandis Chamberl., C. pubescens Hopk., C. subconcentralis Hopk., Pityophthorus confertus Sw., P. pseudotsugae Sw., Conophthorus monticolae Hopk., Eccoptogaster ventralis Lec., Gnathotrichus sulcatus Lec.; — **halophylla** Max., Cryphalus redikorzevi Berger; — **lasiocarpa** (Hook.) Nutt., Cryphalus canadensis Sw., Ips borealis Sw., Orthotomicus lasiocarpi Sw., Pityokteines jasperi Sw., Dryocoetes confusus Sw., Pityophthorus abietis Blackm., P. demissus Blackm., P. occidentalis Blackm., P. pseudotsugae Sw., Trypodendron ponderosae Sw.; — **magnifica** Murr., Pseudohylesinus granulatus Lec., Pityokteines elegans Sw., Pityophthorus pseudotsugae Sw., P. solers Blackm., Eccoptogaster ventralis Lec., Gnathotrichus sulcatus Lec.; — **nephrolepis** Maxim., Polygraphus minor Bldfd., P. proximus Bldfd., P. miser Bldfd., Ips cembrae Heer, Dryocoetes striatus Egg., Pityogenes seirindensis Mur., Xyleborus xylographus Say, Xyloterus lineatus Oliv.; — **nobilis** Lindl., Pseudohylesinus nobilis Sw.; — **nordmanniana** Spach., Ips curvidens Germ., Cryphalus saltuarius Weise; — **numidica** Lann., Cryphalus numidicus Eichh.; — **pectinata** Lam., Hylurgops palliatus Gyll., Dendroctonus micans Kugel., Phthorophloeus spinulosus Rey, Crypturgus pusillus Gyll., Polygraphus poligraphus L., Cryphalus abietis Ratz., C. piceae Ratz., C. saltuarius Weise, Ips amitinus Eichh., I. curvidens Germ., I. laricis Fabr., I. suturalis Gyll., Pityogenes bidentatus Herbst, P. chalcographus L, Pityokteines spinidens Reitt., P. vorontzowi Jacoles., Dryocoetes autographus Ratz., Pityophthorus micrographus L., Xyleborus xylographus Say, Xyloterus lineatus Ol.; — **pindrow** Royle, Cryphalus strohmeyeri Stebb.; — **pinsapo** Boiss., Crypturgus barbeyi

Strohm., Cryphalus numidicus Eichh., Ips erosus Woll.; — **sachalinensis** Mast., Polygraphus gracilis Nijs., P. subopacus Thoms., P. proximus Bldfd., Cryphalus piceae Ratz., Xyleborus validus Eichh.; — **sibirica** Ledeb., Carphoborus rossicus Sem., C. teplouchovi Spess., Ips curvidens Germ., Pityogenes chalcographus L.; — **webbiana** Lindl., Hylastes sp., Crypturgus minimus Stebb., Polygraphus aterrimus Strohm., P. minor Stebb., Cryphalus indicus Stebb., Ips longifolia Stebb., Dryocoetes indicus Stebb., D. sp., Xyloterus intermedius Samp., Taeniocerus raja Bldfd.; — **sp.,** Hylurgops rugipennis Mannh., Polygraphus rufipennis Kirby, Cryphalus latus Egg., C. striatulus Mannh., Ips caelatus Eichh., Pityogenes balsameus Lec., Dryocoetes abietis Hopk., D. affaber Mannh., Pityophthorus patchi Blackm., Eccoptogaster subscaber Lec., Trypodendron bivittatum Kirby.

Larix americana Michx., Hylurgops pinifex Fitch., Dendroctonus simplex Lec., Crypturgus pusillus Gyll., Pityokteines sparsus Lec., Polygraphus rufipennis Kirby, Orthotomicus caelatus Eichh., Dryocoetes americanus Hopk., Eccoptogaster piceae Sw., Gnathotrichus materiarius Fitch.; — **dahurica** Turcz., Ips acuminatus Gyll., I. cembrae Heer, I. typographus L., Pityogenes chalcographus L.; — **europaea** Lam. & DC., Hylastes cunicularius Er., Hylurgops palliatus Gyll., Myelophilus piniperda L., Xylechinus pilosus Knoch., Crypturgus pusillus Gyll., Cryphalus intermedius Ferr., C. piceae Ratz., Ips amitinus Eichh., I. suturalis Gyll., I. cembrae Heer, I. typographus L., I. curvidens Germ., I. laricis Fabr., Pityogenes bidentatus Herbst, P. bistridentatus Eichh., P. chalcographus L., Dryocoetes autographus Ratz., Pityophthorus buyssoni Rttr., P. glabratus Eichh., P. micrographus L., Xyleborus xylographus Say, Xyloterus lineatus Ol.; — **lariciana** (DuR.) Koch., Dendroctonus simplex Lec., D. valens Lec., Pityophthorus opaculus Lec., Eccoptogaster piceae Sw.; — **leptolepis** Gord., Cryphalus laricis Nijs., Ips cembrae Heer; — **occidentalis** Nutt.; Dendroctonus pseudotsugae Hopk., Pityophthorus intextus Sw., Orthotomicus vicinus Lec., Eccoptogaster unispinosus Lec.; — **polonica** Rac. Cryphalus intermedius Ferr.; — **sibirica** Ledeb., Ips subelongatus Motsch., Dryocoetes baicalicus Rttr., D. budkowi Schew., Eccoptogaster morawitzi Sem.; — **sp.** Crypturgus atomus Lec., Cryphalus latus Egg., Ips pini Say, Trypodendron bivittatum Kirby.

Cedrus atlantica Manetti, Eccoptogaster numidicus Bris., Hylastes batnensis Bris.; — **deodara** Loud., Crypturgus minimus Stebb., Polygraphus aterrimus Strohm., P. minor Stebb., Cryphalus deodara Stebb., Ips longifolia Stebb., Pityogenes scitus Bldfd., Pityophthorus deodara Stebb., Eccoptogaster major Stebb., Taeniocerus raja Bldfd.; — **libani** Loud., Phloeosinus cedri Bris., Ips curvidens Germ.; — **sp.** Hylurgops bonvouloiri Chap., Crypturgus cedri Eichh, Pityophthorus micrographus L.

Pinus apacheca Lemmon, Conophthorus apachecae Hopk.; — **anzu** Komar., Eccoptogaster seulensis Mur.; — **arizonica** Engelm., Dendroctonus approximatus Dietz, D. valens Lec., Pityophthorus comptus Blackm.; —

attenuatta Lemm., Pityophthorus tuberculatus Eichh.; — **austriaca** Höss., Hylastes ater Payk., H. attenuatus Er., Hylurgops palliatus Gyll., Hylurgus micklitzi Wachtl, Myelophilus minor Hart., M. piniperda L., Carphoborus minimus Fabr., Crypturgus cinereus Herbst, C. pusillus Gyll., Cryphalus abietis Ratz., C. saltuarius Weise, Ips acuminatus Gyll., I. amitinus Eichh., I. longicollis Gyll., I. mannsfeldi Wachtl, I. sexdentatus Boern., I. suturalis Gyll., Pityogenes quadridens Hart., P. austriacus Wachtl, P. bidentatus Herbst, P. bistridentatus Eichh., P. pilidens Rttr., Pityophthorus buyssoni Rttr., P. carniolicus Wichm., P. henscheli Seitner, P. glabratus Eichh., P. micrographus L., P. pubescens Marsh., Xyleborus eurygraphus Ratz.; — **ayacahuite** Ehrenb., Dendroctonus mexicanus Hopk., D. parallelocollis Chap.; — **balfouriana** Murr. Hylurgops pinifex Fitch., H. rugipennis Mannh., Dendroctonus monticolae Hopk., D. valens Lec., Ips vancouveri Sw.; — **banksiana** Lamb., Myelophilus piniperda L., Dendroctonus rufipennis Kirby, Phloeosinus pini Sw., Pityogenes hopkinsi Sw., P. chalcographus L., Pityophthorus cariniceps Lec., P. consimilis Lec., P. puberulus Lec., P. pulchellus Eichh.; — **caribaea** Mor., Ips caligraphus Germ., I. grandicollis Eichh., Pityophthorus annectens Lec., P. consimilis Lec., P. nudus Sw., P. pulicarius Zimm., P. pullus Zimm., Pityoborus comatus Zimm.; — **cembra** L., Hylastes ater Payk., Hylurgops decumanus Er., H. glabratus Zett., H. palliatus Gyll., Myelophilus minor Hart., M. piniperda L., Polygraphus grandiclava Thoms., P. poligraphus L., P. subopacus Thoms., Ips cembrae Heer, I. duplicatus Sahlb., I. amitinus Eichh., I. suturalis Gyll., Pityogenes chalcographus L., P. quadridens Hart., Dryocoetes autographus Ratz., Pityophthorus henscheli Seitner. Xyloterus lineatus Ol.; — **chihuahuana** Engelm., Dendroctonus approximatus Dietz, D. convexifrons Hopk., D. valens Lec.; — **contorta** Loud. Hylurgops lecontei Sw., H. pinifex Fitch., H. rugipennis Mannh., H. subcostulatus Mannh., Scierus annectens Lec., Myelophilus piniperda L., Pseudohylesinus sericeus Mannh., Dendroctonus brevicomis Lec., D. monticolae Hopk., D. murrayanae Hopk., D. valens Lec., Ips interpunctus Eichh., I. latidens Lec., I. oregonis Eichh., I. plastographus Lec., I. radiatae Hopk., I. vancouveri Sw., Pityogenes fossifrons Lec., P. carinulatus Lec., P. knechteli Sw., Orthotomicus ornatus Sw., Pityophthorus absonus Blackm., P. burkei Blackm., P. confertus Sw., P. crassus Blackm., P. elongatus Sw., P. fuscus Blackm., P. gracilis Sw., P. murrayanae Blackm., P. nitidulus Mannh., smithi Schedl, P. tuberculatus Eichh., Conophthorus contortae Hopk., Myeloborus boycei Sw., M. iniquus Blackm., Gnathotrichus retusus Lec.; — **coulteri** D. Don., Dendroctonus brevicomis Lec., Pityophthorus confertus Sw., P. confinis Lec., P. nitidulus Mannh., P. scalptor Blackm., P. tuberculatus Eichh.; — **densiflora** S. & Z., Hylastes ater Payk., H. opacus Er., H. parallelus Chap., Hylurgops glabratus Zett., H. interstitialis Chap., Myelophilus piniperda L., M. minor Hartg., Cryphalus abietis Ratz., C. fulvus Nijs., Hypothenemus oblongus Nijs., Crypturgus pusillus Gyll., Ips acuminatus Gyll., I. cembrae

Heer, I. proximus Eichh., Xyleborus aquilus Bldfd., X. septentrionalis Nijs.; — **echinata** Mill., Hylastes sp., Dendroctonus terebrans Ol., D. frontalis Zimm., Carphoborus bicristatus Chap., Stephanoderes quadridentatus Hopk., Ips avulsus Eichh., I. calligraphus Germ., I. grandicollis Eichh, Orthotomicus caelatus Eichh., Pityogenes meridianus Blackm., Pityophthorus annectens Lec., P. bellus Blackm., P. consimilis Lec., P. lautus Eichh., P. nudus Sw., P. puberulus Lec., P. pulchellus Eichh., P. pulicarius Zimm., P. pullus Zimm., Pityoborus comatus Zimm, Gnathotrichus materiarius Fitch., Xyleborus pecanis Hopk., Trypodendron scabricolle Lec.; — **edulis** Engelm., Dendroctonus barberi Hopk., D. valens Lec., Ips confusus Lec., Pityophthorus agnatus Blackm., P. barberi Blackm., P. bellus Blackm., P. confertus Sw., P. deletus Lec., P. digestus Lec., P. inquietus Blackm., P. ornatus Blackm., P. schwarzi Blackm., P. tuberculatus Eichh., Conophthorus edulis Hopk., Pityophilus barbatus Blackm.; — **excelsa** Wallich, Carphoborus costatus Wichm., Crypturgus minimus Stebb., Polygraphus aterrimus Strohm., P. major Stebb., P. melanotus Bees., P. minor Stebb., Ips longifolia Stebb., Pityogenes scitus Bldfd., Dryocoetes indicus Stebb., Pityophthorus deodare Stebb.; — **flexilis** James, Dendroctonus ponderosae Hopk., Pityophthorus depygis Blackm., P. nitidulus Mannh., P. opimus Blackm., Conophthorus flexilis Hopk, Myeloborus pinguis Blackm; — **gerardiana** Wallich, Carphoborus zhobi Stebb., Polygraphus trenchi Stebb., Pityogenes scitus Bldfd.; — **glabra** Walt., Dendroctonus frontalis Zimm.; — **halepensis** Mill., Hylastes linearis Er., Hylurgus ligniperda Fabr., H. micklitzi Wachtl, Myelophilus piniperda L., Carphoborus pini Eichh., C. attritus Peyerimh., bonnairei Bris., Crypturgus cinereus Herbst, C. cribrellus Rttr., C. gaunersdorferi Rttr., C. numidicus Ferr., Cryphalus numidicus Eichh., Ips erosus Woll., I. laricis Fabr., Pityogenes lipperti Henschel, P. porifrons Egg., Xyleborus eurygraphus Ratz; — **inops** Sz., Crypturgus alutaceus Schwarz, Gnathotrichus asperulus Lec.; — **insularis** Endl., Piperius pini Hopk., Carposinus pini Hopk.; — **jeffreyi** Balf., Hylastes macer Lec., Hylurgops subcostulatus Mannh., Dendroctonus jeffreyi Hopk., D. valens Lec., Ips emarginatus Lec., I. oregonis Eichh., I. radiatae Hopk., Pityogenes carinulatus Lec., Orthotomicus ornatus Sw., Pityophthorus artifex Blackm., P. confertus Sw., P. confinis Lec., P. hopkinsi Blackm., P. jeffreyi Blackm., P. nitidulus Mannh., P. scalptor Blackm., P. tuberculatus Eichh., Gnathotrichus retusus Lec.; — **khasya** Royle, Hylastes sp., Myelophilus khasianus Bees., Polygraphus burmanicus Bees., Ips sp., Orthotomicus sp., Xyleborus pinicola Egg.; — **koraiensis** S. & Z., Hylurgops glabratus Zett., H. spessiftseffi Egg., Myelophilus pilifer Spatt., M. piniperda L., Polygraphus subopacus Thoms., Cryphalus fulvus Nijs., C. abietis Ratz., Ips acuminatus Gyll., I. laricis F., I. typographus L., Orthotomicus golovjankoi Pjatn., Pityogenes chalcographus L., Dryocoetes autographus Ratz.; — **lambertiana** Dougl., Hylurgops rugipennis Mannh., H. subcostulatus Mannh., Dendroctonus brevicomis Lec., D. jeffreyi Hopk., D. monticolae Hopk., D. valens Lec., Carphoborus

simplex Lec., Ips confusus Lec., I. latidens Dougl., Pityophthorus confertus Lec., P. confinis Sw., P. tuberculatus Eichh., Conophthorus lambertianae Hopk., Gnathotrichus retusus Lec.; — **laricio** Poir.; Myelophilus piniperda L., Ips longicollis Gyll., I. erosus Woll., Pityophthorus lichtensteini Ratz., P. angeri Pfeffer, Xyleborus eurygraphus Ratz.; **lejophylla** Schiedl & Deppe, Dendroctonus mexicanus Hopk., D. parallelocollis Chap.; — **leucodermis** Ant., Hylurgops palliatus Gyll., Myelophilus minor Hart., Carphoborus minimus Fabr., C. pini Eichh., Crypturgus cinereus Herbst, C. numidicus Ferr., C. pussillus Gyll., Ips acuminatus Eichh., I. amitinus Eichh., I. erosus Woll., I. sexdentatus Boern., Pityogenes bistridentatus Eichh., P. chalcographus L., P. quadridens Hart.; — **longifolia** Roxb., Hylurgus sp., Crypturgus minimus Stebb., Polygraphus longifolia Stebb., P. subopacus Thoms., P. setosus Beeson, Carphoborus costatus Wichm., Cryphalus longifolia Stebb., C. major Stebb., Ips longifolia Stebb., Dryocoetes indicus Stebb., Pityophthorus sp., Thamnurgides sp.; — **mariana** Du Roi, Pityophthorus opaculus Lec.; — **maritima** Lam., Hylastes angustatus Herbst, H. ater Payk., H. linearis Er., H. opacus Er., Hylurgops palliatus Gyll., Myelophilus piniperda L., Ips longicollis Gyll., I. suturalis Gyll., Pityogenes bidentatus Herbst, P. quadridens Hart., Pityophthorus pubescens Marsh., Xyleborus eurygraphus Ratz.; — **massoniana** Lamb., Ips angulatus Eichh.; — **monophylla** Torr. & Frem., Ips confusus Lec., Pityophthorus blandus Blackm., P. monophyllae Blackm., P. socius Blackm., P. tuberculatus Eichh., Conophthorus monophyllae Hopk., Myeloborus keeni Blackm.; — **montana** Mill., Myelophilus minor Hart., M. piniperda L., Carphoborus minimus Fabr., Crypturgus pusillus Gyll., Polygraphus subopacus Thoms., Ips amitinus Eichh., I. cembrae Heer, Pityogenes bidentatus Herbst, P. chalcographus L., P. quadridens Hart., P. monacensis Fuchs, Pityophthorus henscheli Seitner, P. knoteki Rttr., P. micrographus L., Xyloterus lineatus Ol.; — **monticola** Dougl., Hylastes nigrinus Mannh., Hylurgops porosus Lec., H. rugipennis Mannh., H. subcostulatus Mannh., Myelophilus piniperda L., Dendroctonus monticolae Hopk., Ips confusus Lec., I. integer Eichh., I. interruptus Mannh., I. latidens Lec., I. vancouveri Sw., Pityogenes fossifrons Lec., Pityophthorus confertus Sw., P. confinis Lec., P. nitidulus Mannh., Conophthorus coniperda Schwarz, C. monticolae Hopk., Eccoptogaster monticolae Sw., Gnathotrichus sulcatus Lec.; — **muricata** D. Don., Hylastes ater Payk., Pityophthorus confertus Sw., P. nitidulus Mannh., P. setosus Blackm.; — **murrayana** Balf., Hylurgops lecontei Sw., H. subcostulatus Mannh., Myelophilus piniperda L., Dendroctonus monticolae Hopk., D. murrayanae Hopk., D. ponderosae Hopk., D. valens Lec., Ips plastographus Lec., I. radiatae Hopk., Pityogenes knechteli Sw., Pityophthorus confertus Sw.; — **nigricans** Host., Pityogenes chalcographus L.; — **palustris** Mill., Dendroctonus frontalis Zimm., D. terebrans Ol., Crypturgus alutaceus Schwarz, Ips calligraphus Germ., I. grandicollis Eichh., Pityophthorus annectens Lec., P. bellus Blackm., P. consimilis Lec., P. pulchellus Eichh., P. pulicarius Zimm.,

P. pullus Zimm., Orthotomicus caelatus Eichh., Pityoborus comatus Zimm., Xyleborus confusus Eich.; — **pentaphylla** Mayr., Myelophilus piniperda L.; — **peuce** Grieseb., Crypturgus pusillus Gyll., Ips amitinus Eichh.; — **pinaster** Sol., Hylurgus ligniperda Fabr., H. micklitzi Wachtl, Myelophilus minor Hart., M. piniperda L., Crypturgus numidicus Ferr., C. pusillus Gyll., Ips erosus Woll., I. sexdentatus Boern., Pityophthorus lichtensteini Ratz.; — **pinea** L., Hxlurgops palliatus Gyll., Myelophilus minor Hart., M. piniperda L., Crypturgus pusillus Gyll.; — **pithyusa** Fox., Hylurgops palliatus Gyll., Crypturgus numidicus Ferr.; — **ponderosa** Laws., Hylastes ater Payk., Hylurgops lecontei Sw., H. rugipennis Mannh., H. subcostulatus Mannh., Dendroctonus brevicomis Lec., D. jeffreyi Hopk, D. monticolae Hopk., D. valens Lec., Carphoborus ponderosae Sw., C. simplex Lec., Ips confusus Lec., I. emarginatus Lec., I. integer Eichh., I. interpunctus Eichh., I. latidens Lec., I. oregonis Eichh., I. ponderosae Sw., Pityogenes carinulatus Lec., P. fossifrons Lec., Orthotomicus ornatus Sw., Myeloborus amplus Blackm., M. boycei Sw., M. iniquus Blackm., Pityophthorus acutus Blackm., P. aquilus Blackm., P. blandus Blackm., P. brevis Blackm., P. burkei Blackm., P. caelator Blackm., P. citus Blackm., P. clarus Blackm., P. comosus Blackm., P. confertus Sw., P. confinis Lec., P. comptus Blackm., P. crassus Blackm., P. cutleri Blackm., P. deletus Lec., P. electus Lec., P. grandis Blackm., P. idoneus Blackm., P. immanis Blackm., P. ingens Blackm., P. mollis Blackm., P. ponderosae Blackm., P. nitidulus Mannh., P. scalptor Blackm., P. serratus Sw., P. socius Blackm, P. venustus Blackm., P. tuberculatus Eichh., Conophthorus ponderosae Hopk., C. scopulorum Hopk., Pityophilus barbatus Blackm., Gnathotrichus retusus Lec., Trypodendron ponderosae Sw.; — **pumila** Pall., Dryocoetes pini Nijs.; — **pumilio** Willk., Crypturgus tuberosus Nijs., Ips cembrae Heer., Pityogenes austriacus Wachtl, P. chalcographus L.; — **radiata** D. Don, Hylastes nigrinus Mannh.; H. ater Payk., Hylurgops rugipennis Mannh., Dendroctonus valens Lec., Carphoborus radiatae Sw., Ips plastographus Lec., I. radiatae Hopk., Pityophthorus carmeli Sw., P. confertus Sw., P. nitidulus Mannh., P. setosus Blackm., Conophthorus radiatae Hopk.; — **resinosa** Sol., Ips chagnoni Sw., I. perroti Sw., Pityogenes hopkinsi Sw., Pityophthorus balsameus Blackm., P. cariniceps Lec., P. concavus Blackm., P. cognatus Blackm., P. consimilis Lec., P. nudus Sw., P. puberulus Lec., pulchellus Eichh., P. pulicarius Zimm., P. tonsus Blackm., Myeloborus fivazi Blackm., Conophthorus resinosae Hopk.; — **rigida** Mill., Dendroctonus frontalis Zimm., D. terebrans Ol. D. valens Lec., Pityophthorus annectens Lec., P. bellus Blackm., P. consimilis Lec., P. nudus Sw., P. puberulus Lec., P. pulicarius Zimm., P. pullus Zimm., P. pulchellus Eichh.; — **sabiniana** Dougl., Ips latidens Lec., Pityophthorus navus Blackm., P. nitidulus Mannh., P. novellus Blackm., P. tuberculatus Eichh.; — **scopulorum** Lemm., Myelophilus piniperda L., Dendroctonus approximatus Dietz, D. arizonicus Hopk., D. barberi Hopk., D. convexifrons Hopk., D. ponderosae Hopk., Conophthorus scopulorum

Hopk., Xyleborus scopulorum Hopk.; — **serotina** Michx., Dendroctonus terebrans Ol., D. valens Lec.; — **silvestris** L., Hylastes angustatus Herbst, H. ater Payk., H. attenuatus Er., H. linearis Er., H. opacus Er., Hylurgops palliatus Gyll., Myelophilus minor Hart., M. piniperda L., Dendroctonus micans Kugel., D. valens Lec., Carphoborus cholodkovskii Spess., C. minimus Fabr., Crypturgus cinereus Herbst, C. maulei Roub., C. pusillus Gyll., Polygraphus poligraphus L., P. subopacus Thoms., Cryphalus abietis Ratz., C. intermedius Ferr. C. piceae Ratz., C. saltuarius Weise, Ips acuminatus Gyll., I. cembrae Heer, I. curvidens Germ., I. duplicatus Sahlb., I. erosus Woll., I. laricis Fabr., I. longicollis Gyll., mannsfeldi Wachtl, I. amitinus Eichh., I. proximus Eichh., I. sexdentatus Boern., I. suturalis Gyll., I. subelongatus Motsch., I. obtusus Egg., Pityogenes austriacus Wachtl, P. bidentatus Herbst, P. bistridentatus Eichh., P. chalcographus L., P. herbellae Strohm., P. monacensis Fuchs, P. quadridens Hart., Pityophthorus exculptus Ratz., P. glabratus Eichh., P. macrographus Eichh., P. micrographus L., P. lichtensteini Ratz., P. pubescens Marsh., P. rossicus Egg., P. setosus Blackm., Xyleborus eurygraphus Ratz., X. xylographus Say, Anisandrus dispar Fbr., Xyloterus lineatus Ol., Hylurgus ligniperda Fabr.; — **strobiformis** Engelm., Dendroctonus ponderosae Hopk., D. valens Lec., Pityophthorus agnatus Blackm., P. brevis Blackm., P. comptus Blackm., P. crassus Blackm., P. immanis Blackm., P. infulatus Blackm., P. mollis Blackm., P. segnis Blackm., P. socius Blackm., P. confinis Lec., Pityophilus barbatus Blackm., Myeloborus pinguis Blackm.; — **strobus** L., Hylurgops palliatus Gyll., H. ligniperda Fabr., Myelophilus minor Hart., M. piniperda L., Dendroctonus frontalis Zimm., D. rufipennis Kirby, D. terebrans Ol., D. valens Lec., Carphoborus minimus Fabr., Crypturgus cinereus Herbst, C. pusillus Gyll., Polygraphus poligraphus L., Cryphalus abietis Ratz., C. saltuarius Weise, Ips calligraphus Germ., I. chagnoni Sw., I. curvidens Germ., I. laricis Fabr., I. pini Say, I. longidens Sw., Pityogenes bidentatus Herbst, P. chalcographus L., P. hopkinsi Sw., P. monacensis Fuchs, P. quadridens Hart., Dryocoetes americanus Hopk., D. autographus Ratz., Pityophthorus cariniceps Lec., P. cognatus Blackm., P. consimilis Lec., P. granulatus Sw., P. lichtensteini Ratz., P. micrographus L., P. nudus Sw., P. patchi Blackm., P. puberulus Lec., P. opaculus Lec., P. pulchellus Eichh., P. pulicarius Zimm., P. pullus Zimm., P. ramiperda Sw., Conophthorus coniperda Schwarz, Myeloborus ramiperda Sw., Xyloterus lineatus Ol.; — **taeda** L., Hylastes sp., Dendroctonus frontalis Zimm., D. terebrans Ol., Carphoborus bicristatus Chap., Stephanoderes quadridentatus Hopk., Ips avulsus Eichh., I. calligraphus Germ., I. grandicollis Eichh., Pityogenes meridianus Blackm., P. plagiatus Lec., Orthotomicus caelatus Eichh., Pityophthorus annectens Lec., P. bellus Blackm., P. consimilis Lec., P. puberulus Lec., P. lautus Eichh., P. nudus Sw., P. pullus Zimm., P. pulicarius Zimm., Conophthorus taedae Hopk., Pityoborus comatus Zimm., Gnathotrichus materiarius Fitch., Xyleborus pecanis Hopk., Trypodendron

scabricollis Lec.; — **taurica** Hort., Ips longicollis Gyll.; — **teocotl** Cham. & Schltd., Dendroctonus parallelocollis Chap.; — **thunbergi** S. & Z., Myelophilus piniperda L., M. minor Hartg., Ips angulatus Eichh ; — **torreyana** Carr , Pityophthorus carmeli Sw.; — **uncinata** Willk., Ips acuminatus Gyll.; — **virginiana** Mill., Dendroctonus frontalis Zimm., D. valens Lec., Pityogenes plagiatus Lec., Pityophthorus annectens Lec., P. bellus Blackm., P. cognatus Blackm., P. consimilis Lec., P. puberulus Lec., P. pulchellus Eichh., P. pulicarius Zimm., P. pullus Zimm., Conophthorus virginianae Hopk.; — **sp.** Hylastes porculus Er., H. tenuis Eichh., Hylurgus longulus Kolen., Scierus pubescens Sw., Myelophilus corsicus Egg., Chaetoptelius vestitus Rey, Carphoborus bifurcus Eichh., Crypturgus atomus Lec., C. concolor Woll., C. hispidulus Thoms., Polygraphus rufipennis Kirby, Cryphalus miles Lec. (?), C. striatulus Mannh., Stephanoderes dissimilis Zimm., St. pini Hopk., Hypothenemeus lezhavai Pjatn., Ips caelatus Eichh., I. concinnus Mannh., Pityogenes balsameus Lec., Pityokteines sparsus Lec., Dryocoetes affaber Mannh., Pityophthorus kenti Blackm., P. puncticollis Lec., Gnathotrichus nitidifrons Hopk., G. retusus Lec., Xyleborus fitchi Hopk., X. pubescens Zimm., Pterocyclon fasciatum Say, Xyloterinus politus Say, Trypodendron bivittatum Kirby, T. cavifrons Mannh., Myeloborus catulus Blackm.

Sequoia gigantea DC., Phlocosinus aubei Perr., Ph. henschi Rttr., Ph. thujae Perr., Ph. punctatus Lec., Ph. rubicundulus Sw., Ph. sequoiae Hopk.; — **sempervirens** Endl., Phloeosinus cristatus Lec, Ph. cupressi Hopk., Ph. sequoiae Hopk.; — **sp.** Gnathotrichus sulcatus Lec., Trypodendron cavifrons Mannh.

Cryptomeria japonica Don., Phloeosinus lewisi Bldfd., Cryphalus cryptomeriae Nijs.

Taxodium distichum Rich., Micracisella opacicollis Lec.

Thujopsis dolabrata S. & Z., Phloeosinus perlatus Chap., Ph. rudis Bldfd.

Libocedrus decurrens Torrey, Phloeosinus fulgens Sw., Ph. hoppingi Sw., Ph. punctatus Lec., Ph. vandykei Sw., Xyleborus libocedri Sw.; — **sp.** Phloeosinus antennatus Sw.

Thuja occidentalis L., Phloeosinus aubei Perr., Ph. canadensis Sw., Ph. henschi Rttr., Ph. thujae Perr.; — **orientalis** L., Phloeosinus aubei Perr., Ph. henschi Rttr., Ph. thujae Perr.; — **plicata** Don., Phloeosinus punctatus Lec., Ph. sequoiae Hopk.; — **sp.**, Phloeosinus dentatus Say, Cryphalus piceae Ratz., Gnathotrichus sulcatus Lec., Anisandrus dispar Fabr., Trypodendron bivittatum Kirby.

Cupressus macrocarpa Hartw., Phloeosinus cupressi Hopk.; — **pisifera** Koch, Phloeosinus thujae Perr.; — **sargentii** Jepson, Phloeosinus cupressi Hopk., Ph. minutus Sw., variolatus Bruck.; — **sempervirens** L., Phloeosinus aubei Perr., Ph. serrifer Wichm.; — **torulosa** Don., Phloeosinus jubatus Samp.; — **sp.** Liparthrum andresi Egg., Phloeosinus baumanni Hopk., Ph. cristatus Lec., Ph. tacubayae Hopk,. Ph. armatus Reitt.

Chamaecyparis lawsoniana Murr., Phloeosinus punctatusL ec.; — **obtusa** S. & Z., Phloeosinus lewisi Bldfd., Ph. perlatus Chap., Ph. rudis Bldfd., Hypothenemus chamaecypariae Nijs.

Juniperus chinensis L., Phloeosinus perlaetus Chap.; — **communis** L., Chaetoptelius vestitus Rey., Phloeosinus henschi Reitt., Ph. serrifer Wichm., Ph. turcestanicus Sem., Ph. aubei Perr., Cryphalus saltuarius Weise; — **depressa** Pursh., Phloeosinus aubei Perr.; — **communis** L. var. **nana** Willd., Phloeosinus prostatus Peyerimh., Ph. thujae Perr.; — **excelsa** Bieb., Phloeosinus aubei Perr.; — **foetidissima** Willd., Phloeosinus transcaspicus Sem.; — **macrocarpa** Sibth., Phloeosinus aubei Perr.; — **microcarpa,** Phloeosinius aubei Perr.; — **occidentalis** Hook., Phloeosinus juniperi Sw., Ph. rugosus Sw.; — **oxycedrus** L., Chaetoptelius vestitus Rey.; — **pachyphloea** Torr, Pityophthorus durus Blackm.; — **phoenica** L., Chaetoptelius vestitus Rey, Phloeosinus aubei Perr.; — **procera** Hochst.; Phloeosinus schumensis Egg.; — **pseudosabina** Fisch., Phloeosinus thujae Perr.; Ph. turkestanicus, Chaetoptelius vestitus Rey.; — **sabina** L., Phloeosinus henschi Rttr., Ph. thujae Perr.; — **scopulorum** Sarg., Phloeosinus hoppingi Sw., Ph. scopulorum Sw.; — **virginiana** L., Phloeosinus dentatus Say, Ph. enixus Blackm.; — **sp.** Xyloterus lineatus Ol.

(Zusatz während der Korrektur): An Pinus maritima und pinaster ist nachzutragen: Liparthrum corsicum Eichh.

II. Angiospermae.

Monocotyledoneae.

Glumiflorae.

Gramineae.

Zea mays L., Pagiocerus zeae Egg., P. frontalis Eichh.

Saccharum officinarum L., Hypothenemus sacchari Hopk., Xyleborus affinis Eichh., X. perforans Woll., X. semiopacus Eichh.

Sorghum saccharatum Pers., Hypothenemus eruditus Westw.

Oryza sativa L., Eurydactylus sexspinosus Motsch.

Gynerium argenteum Nees., Stephanoderes intersetosus Egg.

Triticum sp., Hypothenemus tritici Hopk.

Phyllostachys mitis Riv., Xyleborus apicalis Bldfd., Taeniocerus mikado Bldfd.

Principes.

Palmae.

Phoenix canariensis Hort, Coccotrypes dactyliperda Fabr., Dactylotrypes uyttenboogaarti Egg.; — **dactylifera** L., Coccotrypes dactyliperda Fabr., C. pygmaeus Eichh., Dactylotrypes uyttenboogaarti Egg.; — **reclinata** Jacq., Coccotrypes dactyliperda Fabr.; — **rupicola** T. Anders, Coccotrypes dactyliperda Fabr.

Chamaerops humilis L., Coccotrypes dactyliperda Fabr.

Livistona chinensis Mart., Coccotrypes pygmaeus Eichh.; — **sp.** Coccotrypes dactyliperda Fabr.

Pritchardia thurstoni F. v. M. & Drude, Coccotrypes pygmaeus Eichh.

Washingtonia filifera Wendl., Coccotrypes dactyliperda Fabr.

Sabal sp., Coccotrypes pygmaeus Eichh.

Thrinax argentea Lodd., Coccotrypes pygmaeus Eichh.; — **parviflora** Sow., Coccotrypes thrinacis Hopk.

Hyphaene crinata Gaertn., Coccotrypes dactyliperda Fabr.; — **guineensis** L., Coccotrypes pygmaeus Eichh.

Metroxylon sp., Coccotrypes magnus Beeson.

Seaforthia sp., Coccotrypes dactyliperda Fabr.

Hypophorbe sp., Coccotrypes dactyliperda Fabr.

Oreodoxa regia H. B. K., Coccotrypes dactyliperda Fabr.

Areca catechu L., Stephanoderes areccae Horn., Coccotrypes carpophagus Horn., C. dactyliperda Fabr.

Archontophoenix cunninghamiana W. & Dr., Coccotrypes congonus Egg.

Ptychosperma sp., Coccotrypes dactyliperda Fabr.

Elaesis guineensis L., Stephanoderes perhispidus Egg., Coccotrypes congonus Egg., C. dactyliperda Fabr., C. perditor Bldfd., C. pygmaeus Eichh., Xyleborus morstatti Haged.

Cocos australis Mart., Coccotrypes circumdatus de Fons.; — **nucifera** L., Xyleborus affinis Eichh., X. confusus Eichh., X. perforans Woll., X. torquatus Eichh.; — **plumosa** Hcok., Coccotrypes dactyliperda Fabr.

Phytelephas macrocarpa R. & P., Coccotrypes eggersi Haged.; — ?) Coccotrypes moreirai Egg.

Nipa fruticans Wurmb., Xyleborus incurvus Egg.

Sclerosperma manni W., Coccotrypes congonus Egg.

Palmea, Gattung unbekannt. Coccotrypes canariensis Egg.

Farinosae.

Bromeliaceae.

Nidularium fulgens Lemm., Stephanorhopalus noludori Hopk.

Liliiflorae.

Liliaceae.

Dracaena draco L., Dactylotrypes draconis Enderl.

Smilax sp., Hypothenemus punctifrons Hopk., H. sp., Stephanoderes sp., Cnesinus strigicollis Lec.

Scitamineae.

Musaceae.

Musa basjoo Sieb., Cryphalus basjoo Nijs.

Zingiberaceae.

Elettaria cardamomum White & Maton, Coccotrypes cardamomi Schauf.; — **major** Sm., Coccotrypes cardamomi Schauf.

Microspermae.

Orchidaceae.

Dendrobium phalaenopsis Fitzg., Xyleborus morigerus Bldfd.

Dicotyledoneae.

Salicales.

Salicaceae.

Populus alba L., Trypophloeus granulatus Ratz.; — **alba** var. **nivea** Willd., Trypophloeus asperatus Gyll.; — **grandidentata** Michx., Xyloterus retusus Lec.; — **heterophylla** L., Xyleborus affinis Eichh.; — **nigra** L., Eccoptogaster scolytus Fabr., Xyleborus cryptographus Ratz.; — **pyramidalis** Rouzier, Xyleborus xylographus Say, Trypophloeus asperatus Gyll.; — **tremula** L., Trypophloeus asperatus Gyll., T. granulatus Ratz., T. grothii Haged., Taphrorychus bicolor Herbst, Eccoptogaster multistriatus Marsh., Xyleborus cryptographus Ratz., X. pfeili Ratz.; **tremuloides** Mich., Trypophloeus populi Hopk., Procryphalus populi Hopk., Xyloterus retusus Lec.; — **sp.;** Micracis populi Sw., Eccoptogaster intricatus Ratz., Corthylus columbianus Hopk., Xyleborus pubescens Zimm., Anisandrus populi Sw.

Salix californica Balb., Micracis hirtellus Lec.; — **fragilis** L., Trypophloeus asperatus Gyll.; — **lasiolepis** Benth., Micracis hirtellus Lec.; — **nigra** Marshall, Hypothenemus atomus Hopk.; — **tetrasperma** Roxb., Xyleborus haberkorni Egg.; — **umbellaria,** Micracis hirtellus Lec; — **sp.,** Hypothenemus impressifrons Hopk., Stephanoderes salicis Hopk., Trypophloeus rybinskii Rttr., T. salicis Hopk., Procryphalus salicis Hopk., Micracis hirtellus Lec., M. suturalis Lec., M. swainei Blackm., Pseudothysanoes hopkinsi Blackm, Eccoptogaster scolytus Fabr., Anisandrus dispar Fabr.

Myricales.

Myricaceae.

Myrica californica, Chamisso, Micracis hirtellus Lec.

Juglandales.

Juglandaceae.

Juglans cinerea L., Dryocoetes granicollis Lec., Xyleborus fuscatus Eichh, X. pubescens Zimm.; — **mandshurica** Max., Hylesinus eos Spess., Cryphalus mandshuricus Egg., C. scopiger Berger.; **nigra** L., Hylesinus fraxini Panz., Hypothenemus juglandis Blackm, Stephanoderes sp., Micracis suturalis Lec., Pseudothysanoes lecontei Blackm.; — **regia** L., Taphrorychus bicolor Herbst, Eccoptogaster sp., Anisandrus dispar Fabr.; — **ru-**

pestris Engelm., Pityophthorus juglandis Blackm.; — **sieboldiana** Max., Cryphalus juglandis Nijs., Xyleborus apicalis Bldfd.

Hicoria pecan Britt., Hypothenemus sp., Stephanoderes sp., Cryptocleptes dislocatus Blackm., Xyleborus affinis Eichh., X. pecanis Hopk.; — **sp.**, Chramesus hicoriae Lec., Hypothenemus rumseyi Hopk., H. toxicodendron Hopk., Stephanoderes approximatus Hopk., St. dissimilis Zimm., St. erectus Lec., St. hispidulus Lec., St. interpunctus Hopk., St. rotundicollis Eichh, Xylocleptes decipiens Lec., Hylocurus bicornus Blackm., H. biorbis Blackm., H. harnedi Blackm., H. rudis Lec., H. spadix Blackm., Micracis bicornus Blackm., M. harnedi Blackm., M. rudis Lec., M. suturalis Lec., Thysanoes fimbricornis Lec., Bothrosternus hubbardi Schwarz, Eccoptogaster 4-spinosus Say, Xyleborus affinis Eichh., X. celsus Eichh., X. fuscatus Eichh., X. xylographus Say, Xyloterinus politus Say, Cnesinus strigicollis Lec., Pterocyclon fasciatum Say.

Fagales.

Betulaceae.

Carpinus betulus L., Cryphalus tiliae Panz., Ernoporus fagi Fabr., Taphrorychus bulmerincqui Kolen., T. bicolor Herbst, T. villifrons Dufour, Pseudothamnurgus scrutator Pandellé, Dryocoetes coryli Perr., Eccoptogaster balcanicus Egg., (?) E. carpini Ratz., E. intricatus Ratz., E. pygmaeus Fabr., E. scolytus Fabr., Anisandrus dispar Fabr., Xyloterus domesticus L., X. signatus Fab.; — **caroliniana** Walt., Hypothenemus nigripennis Hopk.; — **cordata** Blume, Cryphalus carpini Berger, Eccoptogaster claviger Bldfd.; — **orientalis** Lam., Eccoptogaster carpini Ratz.; — **sp.**, Corthylus punctatissimus Zimm.; Cryphalus carpinivorus Mur.; — **laxiflora** Blume, Eccoptogaster claviger Bldfd., Xyleborus lewisi Bldfd., X. ebriosus Nys, X. mutilatus Bldfd., X. germanus Bldfd.

Ostrya carpinifolia Scop., Eccoptogaster carpini Ratz., E. intricatus Ratz.; — **virginiana** (Mill.) Koch, Pseudothysanoes lecontei Blackm.; — **sp.** Corthylus punctatissimus Zimm.

Corylus avellana L., Dryocoetes alni Georg, D. coryli Perr., Eccoptogaster carpini Ratz.; — **sp.** Cryphalus mandshuricus Egg., Micracis suturalis Lec., Corthylus punctatissimus Zimm., Pseudopityophthorus minutissimus Zimm.

Betula lutea Michx., Dryocoetes betulae Hopk., Pterocyclon mali Fitch., Xyleborus fuscatus Eichh., X. pecanis Hopk.; — **occidentalis** Hook., Dryocoetes betulae Hopk.; — **pubescens** Ehrh., Eccoptogaster agnatus Bldfd., E. ratzeburgi Janson.; — **verrucosa** Ehrh., Eccoptogaster ratzeburgi Janson, Xyleborus xylographus Say, Anisandrus dispar Fabr., Xyloterus domesticus L., X. signatus Fabr.; — **sp.**, Pterocyclon fasciatum Say, Eccoptogaster intricatus Ratzb., Anisandrus obesus Lec.. Ambrosiodmus tachygraphus Zimm., Xyloterinus politus Say, Trypodendron betulae Sw., Tr. cavifrons Mannh., Xyloterus lineatus Ol.

Alnus fructicosa Rupr., Dryocoetes ussuriensis Egg.; — **glutinosa** Gaertn., Trypophloeus alni Lind., Dryocoetes alni Georg, Xyleborus pfeili Ratz., Anisandrus dispar Fabr., Xyloterus domesticus L., X. signatus Fabr.; **incana** DC., Trypophloues alni Lind., Dryocetes alni Georg, Xyleborus schaufussi Bldfd, Xyloterus domesticus L.; — **incana** DC. var. **glauca** Ait., Alniphagus alni Nijs., Xyleborus alni Nijs., X. germanus Bldfd., X. seriatus Bldfd., apicalis Bldfd.; — **japonica** S. & Z., Xyleborus seiryorensis Mur., Pteleobius scutellacis Bldfd.; — **nepalensis** Don., Xyleborus cristatus Haged., X. lineatus Egg., Spongocerus darjeelingi Stebb.; — **nitida** Endl., Cryphalus sp., Taeniocerus minimus Haged.; **oregona** Nutt, Alniphagus aspericollis Lec.; — **rhombifolia** Nutt., Alniphagus aspericollis Lec.; — **tinctoria** Sarg., Xyleborus xylographus Say, X. atratus Eichh., X. rubricollis Eichh.; — **viridis** Lam. & DC., Trypophloeus corsicus Egg., Dryocoetes alni Georg; — **sp.**, Dryocoetes similis Egg., (?) Trypophloeus nitidus Sw., T. spiculatus Egg. (?), Micracis hirtellus Lec., Eccoptogaster loevendali Egg., E. multistriatus Marsh., Xyloterinus politus Say, Trypodendron cavifrons Mannh.

Fagaceae.

Fagus japonica Max., Hyorrhynchus lewisi Bldfd., Spongocerus tycon Bldfd.; — **macrophylla** Koidz., Taphrorhychus lenkoranus Reitt., Xyleborus ebriosus Nijs.; — **silvatica** L., Hylesinus oleiperda Fabr., Ernoporus fagi Fabr., Taphrorychus bicolor Herbst, T. bulmerincqui Kolen., T. hirtellus Eichh., T. lenkoranus Rttr., T. villifrons Dufour, Dryocoetes alni Georg, D. villosus Fabr., Eccoptogaster balcanicus Egg. (?), E. carpini Ratz., E. intricatus Ratz., E. laevis Chap., E. pygmaeus Fabr., Xyleborus dryographus Ratz., X. monographus Fabr., Anisandrus dispar Fabr., Xyloterus domesticus L., X. signatus Fabr., Trypophloeus asparatus Gyll.; — **silvatica** L. var. **sieboldi** Maxim., Xyleborus germanus Bldfd., X. validus Eichh.; — **americana** Sweet., Stephanoderes dissimilis Zimm., Eccoptogaster fagi Walsh, Corthylus columbianus Hopk.; — **sp.**, Pseudopityophthorus minutissimus Zimm., Pterocyclon fasciatum Say, Xyleborus xylographus Say, Anisandrus minor Sw., A. obesus Lec., Ambrosiodmus tachygraphus Zimm., Xyloterinus politus Say., Taghrorhychus sioulus Egg.

Castanea dentata (Marshall) Borkhausen, Hylocurus rudis Lec., Micracisella opacicollis Lec., Pseudothysanoes lecontei Blackm., Xyleborus inermis Eichh.; — **pubinervis** Schroed., Pteleobius scutulatus Bldfd., Xyleborus apicalis Bldfd.; — **vesca** Gaertn., Dryocoetes villosus Fabr., Taphrorhychus villifrons Dufour, Eccoptogaster intricatus Ratz., Xyleborus dryographus Ratz., X. monographus Fabr., X. xylographus Say, Anisandrus dispar Fabr.; — **sp.** Dryocoetes granicollis Lec., Pterocyclon mali Fitch., Xyleborus fuscatus Eichh., X. pubescens Zimm., Xyloterinus politus Say.

Quercus acutissima Carr., Eidophelus imitans Eichh., Sphaerotrypes pila Bldfd.; — **afares** Pom., Taphrorychus villifrons Dufour, Xyleborus

monographus Fabr.; — **agrifolia Neé** Nie., Pterocyclon dentigerum Lec., Pt. scutellare Lec.; — **alba** L., Stephanoderes dissimilis Zimm., St. quercus Hopk., St. sp., Micracisella opacicollis Lec., Thysanoes lobdelli Blackm., Corthylus columbianus Hopk., Xyleborus fuscatus Eichh., Pterocyclon mali Fitch.; — **aliena** Blume, Xyleborus pfeili Ratz.; — **castaneifolia** Mey., Taphrorychus bulmerincqui Kolen.; — **cerris** L, Eccoptogaster intricatus Ratz.; — **dilatata** Lindl, Ozopemon hewetti Stebb., Spongocerus Kunala Strohm.; — **grosseserrata** Bl., Spongocerus daimio Bldfd., Taeniocerus mikado Bldfd.; — **incana** Roxb., Sphaerotrypes tectus Samp., Ozopemon hewetti Stebb., Spongocerus kunala Strohm., Sp. pubescens Haged., Taeniocerus raja Bldfd.; — **lamellosa** Sm., Xyleborus cristatus Haged., X. improbus Samps., Spongocerus darjeelingi Stebb.; — **marylandica** Muench., Pterocyclon fasciatum Say, Pt. mali Fitch.; — **nigra** L., Thysanoes lobdelli Blackm.; — **pedunculata** Ehrh., Hylesinus crenatus Fabr., H. fraxini Panz., Taphrorychus bicolor Herbst, T. villifrons Dufour, Dryocoetes villosus Fabr., Eccoptogaster carpini Ratz., E. intricatus Ratz., E. laevis Chap., Xyleborus dryographus Ratz., X. monographus Fabr., Anisandrus dispar Fabr., Xyloterus domesticus L., X. signatus Fabr.; — **phellos** L., Xyleborus fuscatus Eichh.; — **prinus** L., Stephanoderes quercus Hopk.; — **rubra** L., Anisandrus dispar Fabr.; — **semecarpifolia** Smith, Taphrorychus sp., Dryocoetes sp., Spongocerus kunala Strohm.; — **sessiliflora** Sm., Eccoptogaster intricatus Ratz., Xyleborus dryographus Ratz., X. monographus Fabr.; — **suber** L., Taphrorychus villifrons Dufour, Xyleborus monographus Fabr.; — **texana** Buchl., Hypothenemus asimiae Hopk., Stephanoderes dissimilis Zimm., St. interpunctus Hopk., St. sp., Pseudopityophthorus gracilis Blackm., Ps. minutissimus Zimm., Ps. pruinosus Eichh., Micracisella opacicollis Lec., Thysanoes fimbricornis Lec., Th. lobdelli Blackm., Pterocyclon fasciatum Say, Pt. mali Fitch.; — **virginiana** Mill., Pseudopityophthorus pruinosus Eichh.; — **sp.** Chramesus dentatus Schaeff, Hypothenemus eruditus Westw, H. punctifrons Hopk., Stephanoderes erectus Lec., H. hispidulus Lec., H. lecontei Hopk., H. virentis Hopk., Dryocoetes coryli Perr., D. minor Egg., Pseudothamurgus scrutator Pandellé, Pityophthorus minutissimus Zimm., P. pruinosus Eichh., P. pubipennis Lec., Micracis asperulus Lec., M. lignator Blackm., M. suturalis Lec., Micracisella nanula Lec., Thysanoes xylophagus Blackm., Pseudothysanoes barberi Blackm., Ps. gambetti Blackm., Ps. lecontei Blackm., Ps. sedulus Blackm., Corthylus spinifer Schwarz, Xyleborus affinis Eichh., X. apicalis Bldfd., X. canadensis Sw., X. celsus Eichh., X. pubescens Zimm., X. quercus Hopk., X. xylographus Say, Anisandrus obesus Lec., Xyloterinus politus Say, Spongocerus tycon Bldfd.

Urticales.

Ulmaceae.

Ulmus campestris L., Hyorrhynchus lewisi Bldfd., Hylesinus elatus Nijs., Pteleobius kraatzi Eichh., Eccoptogaster aequipunctatus Nijs., E.

aratus Bldfd., E. chikisanii Nijs., E. curviventralis Nijs,, E. ecksteini But., E. ensifer Eichh., E. esuriens Bldfd., E. fasciatus Rttr., E. frontalis Bldfd., E. granulifer Rttr., E. japonicus Chap., E. kirschi Skalitzki, E. multistriatus Marsh., E. scolytus Fabr., E. trispinosus Strohm., E. ventrosus Schew., Xyleborus apicalis Bldfd., Xyloterus signatus Fabr.; — **campestris** L. var. **brevis** Planch., Taeniocerus mikado Bldfd.; — **effusa** Willd., Pteleobius kraatzi Eichh., Eccoptogaster ensifer Eichh., E. kirschi Scalitzki, E. laevis Chap., E. mali Bechstein, E. scolytus Fabr., Xyleborus dryographus Ratz., X. monographus Fabr.; — **fulva** Michx., Micracis langstoni Blackm.; — **japonica** Sarg., Hylesinus scutulatus Bldfd.; — **lancifolia** Roxb., Eccoptogaster sp.; — **montana** With., Pteleobius vittatus Fabr., Ernoporus caucasicus Lind., Eccoptogaster laevis Chap., E. scolytus Fabr., E. confusus Egg.; — **wallichiana** Planch., Eccoptogaster sp.; — **sp.,** Hylurgopinus rufipes Eichh., Pteleobius vittatus Fabr., Chaetoptelius vestitus Rey, Pityophthorus rhois Sw., Thysanoes berchemiae Blackm., Eccoptogaster intricatus Ratz., E. orientalis Egg. (?), E. pygmaeus Fabr., E. tauricus Egg., E. triarmatus Egg., E. zaitzevi But., E. jacobsoni Spess., E. semenovi Spess., Pterocyclon mali Fitch., Xyleborus xylographus Say, Spongocerus daimio Bldfd, Sp. tycon Bldfd.

Celtis americana Mill., Eccoptogaster muticus Say; — **mississippiensis** Bosc, Chramesus chapuisii Lec., Phthorophloeus dentifrons Blackm., Stephanoderes germari Eichh., Micracis langstoni Blackm., Eccoptogaster muticus Say; — **occidentalis** L., Phthorophloeus frontalis Ol., Hylocurus rudis Lec., Eccoptogaster fagi Walsh.; — **sp.,** Hylocurus langstoni Blackm., Pseudothysanoes lecontei Blackm.

Zelkowa carpinifolia Dippel, Eccoptogaster eichhoffi Rttr.; — **keaki** Sieb., Eccoptogaster japonicus Chap.; — **serrata** Mak., Eccoptogaster japonicus Chap.

Moraceae.

Morus alba L., Liparthrum mori Aubé, Cryphalus exiguus Bldfd., Xyleborus rubricollis Eichh.; — **rubra** L., Phthorophloeus frontalis Zimm., Micracis langstoni Blackm.; — **sp.,** Hypothenemus lezhavai Pjatn, Xyleborus morivorella Nijs., X. atratus Eichh.

Maclura pomifera Robins., Hypothenemus sp., Erineosinus squamosus Blackm., Cnesinus strigicollis Lec.

Broussonetia papyrifera (L.) Vent., Phthorophloeus frontalis Ol.

Streblus sp., Euwallacea streblicola Hopk.

Artocarpus chaplasha Roxb., Xyleborus andamanensis Bldfd., X. corpulentus Egg., X. exiguus Wlk., X. pumilus Egg.; — **integrifolia** Forst., Xyleborus rudis Egg.; — **lakoocha** Roxb., Cryphalus indicus Eichh., Ozopemon cylindricus Egg., Xyleborus interjectus Bldfd, X. intextus Bees., X. ovalicollis Egg., X. pumilus Egg., X. sulcatus Egg.

Castilloa elastica Roxb. Xyleborus spathipennis Eichh.

Ficus asperrima Roxb. Xyleborus interjectus Bldfd.; — **bengalensis** L., Diamerus variegatus Bees., Hylesinus javanus Egg., Xyleborus interjectus Bldfd.; — **benguetensis** Merill., Hylesinus philippinensis Egg.; — **caria** L., Liparthrum ciliatum Egg., Hypoborus ficus Er., Stephanoderes ehlersi Eichh., Trypodendron pubipennis Bldfd.; — **aurea** Nutt, Loganius ficis Schwarz.; — **elastica** Roxb., Diamerus fici Bldfd., D. naganus Bees.; — **infectoria** Roxb, Xyleborus noxius Samp.; — **preussi** Warb., Xyleborus ficus Egg.; — **religiosa** L., Diamerus curvifer Wlk., Hylesinus javanus Egg., Cryphalus sp., Xyleborus interjectus Bldfd.; — **rumphii** Blume, Diamerus curvifer Wlk., Cryphalus indicus Eichh.; — **sp.,** Diamerus ater Haged., Hylesinus fici Lea, Cryphalus wapleri Eichh., Hypothenemus eruditus Westw., H. nigripennis Hopk., H. rufopalliatus Hopk., H. sp., Stephanoderes brunneicollis Hopk., St. dissimilis Zimm., St. erectus Lec., St. ficus Hopk., Erineophilus schwarzi Hopk.

Urostigma sp., Cryptarthrum walkeri Bldfd.

Proteales.

Proteaceae.

Grevillea sp., Xyleborus brevis Eichh., X. semiopacus Eichh.

Santalales.

Santalaceae.

Santalum, Hylesinus despectus Walk., Xyleborus interjectus Bldfd.

Olacaceae.

Olax sp., Poecilips rotundicollis Egg., P. sannio Schauf.

Loranthaceae.

Viscum album L., Liparthrum bartschi Mühl.

Ranales.

Cercidiphyllaceae.

Cercidiphyllum japonicum S. & Z., Xyleborus xylographus Say.

Ranunculaceae.

Aconitum stoerkianum Reichenb., Thamnurgus petzi Rttr.

Delphinium consolida L., Thamnurgus delphinii Rosenh.

Clematis orientalis L., Xylocleptes bispinus Duft; — **vitalba** L., Xylocleptes bispinus Duft; — **sp.,** Trypophloeus sp.

Berberidaceae.

Berberis sp., Xyleborus mussooriensis Egg.

Magnoliaceae.

Magnolia glauca L., Hypothenemus nigripennis Hopk.; — **foetida** Sarg., Hypothenemus nigripennis Hopk.; — **stellata** Maxim., Spongocerus shogun Bldfd.; — **sp.,** Xyleborus pubescens Zimm., Xyloterinus politus Say.

Liriodendron tulipifera L., Corthylus columbianus Hopk., Ambrosiodmus tachygraphus Zimm.; — **sp.,** Xyleborus affinis Eichh.

Anonaceae.

Anona cherimolia Mill., Pagiocerus frontalis Eichh.; — **glabra** L., Pagiocerus frontalis Eichh.; — **squamosa** L., Coccotrypes anonae Hopk.; — **sp.,** Xylocleptes annonae Hopk.

Anonidium manii Engl., Poecilips sannio Schauf., Coccotrypes ghesquièrei Egg.

Rollinia octopetala DC., Coccotrypes rolliniae Hopk.

Pycnanthus kombo Warb., Xyleborus nitidulus Egg.

Asimina triloba Dun., Hypothenemus asimiae Hopk., Micracis suturalis Lec.

Artabotrys sp., Coccotrypes subovalis Egg.

Myristicaceae.

Myristica andamanica H. f., Xyleborus andrewesi Bldfd., Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — **fragrans** Houtt., Phloeosinus cribratus Bldfd., Hypothenemus myristicae Hopk., Stephanoderes moschatae Schauf., Coccotrypes myristicae Roepke, Xyleborus fornicatus Eichh.; — **longifolia** Wall., Hyledius sp., Xyleborus pseudocomans Egg.

Staudtia gabonensis Warb., Poecilips congonus Egg., P. rotundicollis Egg.

Lauraceae.

Cinnamomum cedidodaphne Meissn., Xyleborus gravidus Bldfd.; — **camphora** (L.) Nees & Eberm., Xyleborus arquatus Samps, X. camphorae Haged., X. compactus Eichh., X. mutilatus Bldfd.; — **zeylanicum** Breyn., Coccotrypes sp.

Persea borbonica Spreng., Pagiocerus frontalis Eichh.; — **gratissima** Gaertn. f., Xyleborus morstatti Haged.; — **sp.,** Micracisella nanula Lec.

Phoebe lanceolata Nees., Phloeosinus sp.

Umbellularia californica Nutt., Micracis hirtellus Lec.

Machilus japonica S. & Z., Eccoptogaster aratus Bldfd., Xyleborus machili Nijs.; — **odoratissima** Nees, Xyleborus improbus Samp., Xyloterus sp., Phloeosinus sp.

Eusideroxylon zwageri Teijsm. & Binn., Xyleborus morstatti Haged.

Sassafras sassafras Harst., Stephanoderes chapuisii Eichh., St. sp.; — **sp.,** Micracis suturalis Lec, Corthylus punctatissimus Zimm., Anisandrus sayi Hopk.

Litsea chinensis Lam. (?), Phloeosinus sp.; — **polyantha** Juss. Phloeosinus sp.

Cryptocaria sp., Xyleborus morstatti Haged.

Lindera aestivalis Nees, Micracis suturalis Lec.; — **sp.** Ambrosiodmus linderae Hopk.

Laurns camphora Thunbg (?)., Xyleborus camphorae Haged.; — **nobilis** L., Liparthrum colchicum Sem., Adiaeretus hystrix Egg. — **sp.,** Hypothenemus lezhavai Pjatn.

Hamamelidaceae.

Liquidambar styraciflua L., Hypothenemus punctifrons Hopk., H. robustus Blackm., Dryocoetes liquidambaris Hopk., Pityophthorus liquidambaris Blackm., Xyleborus pecanis Hopk., X. xylographus Say.; — **sp.** Cnesimus strigicollis Lec.

Hamamelis virginiana L., Hypothenemus hamamelidis Hopk., Pseudopityophthorus minutissimus Zimm., Trypodendron scabricolle Lec.; — **sp.** Pityophthorus rhois Sw. var. hamamelidis Blackm., Micracisella opacicollis Lec.

Platanaceae.

Paltanus acerifolia Willd., Stephanoderes ehlersi Eichh.; — **occidentalis** L., Anisandrus dispar. Fabr.

Rosaceae.

Cydonia vulgaris Willd., Eccoptogaster mali Bechst., E. rugulosus Ratz.

Pirus aucuparia Gaertn. var. **japonica** Max., Polygraphus nigrielytris Nijs.; — **communis** L., Eccoptogaster mali Bechst., E. rugulosus Ratz.; — **lanata** Don., Eccoptogaster sp., Spongocerus kunala Strohm.; — **malus** L., Hylesinus fraxini Panz., Phloeotribus liminaris Harris, Cryphalus malus Nijs., Pseudothamnurgus scrutator Pandellé, Dryocoetes coryli Perr., Eccoptogaster aratus Bldfd., E. mali Bechst., E. rugulosus Ratz., E. sp., Xyleborus xylographus Say.; — **toringo** Sieb., Xyleborus montanus Nijs., Taeniocerus mikado Bldfd., — **sp.** Pseudocryphalus brittaini Sw., Hypothenemus eruditus Westw., H. mali Hopk., H. nigricollis Hopk., H. punctipennis Hopk., Stephanoderes erectus Lec., St. dissimilis Zimm., Xylocleptes decipiens Lec., Eccoptogaster japonicus Chap., Cnesinus strigicollis Lec. (?), Pterocyclon mali Fitch., Anisandrus dispar Fabr., A. obesus Lec, A. pyri Peck.

Sorbus aria L., Eccoptogaster mali Bechst., E. rugulosus Ratz., Xyloterus domesticus L.; — **aucuparia** L., Pteleobius kraatzi Eichh., Eccoptogaster mali Bechst., E. rugulosus Ratz., Xyleborus xylographus Say, Xyloterus domesticus L.

Amelanchier ovalis Medikus, Eccoptogaster rugulosus Ratz.; — **rotundifolia** Pers., Eccoptogaster rugulosus Ratz.

Mespilus germanica L., Eccoptogaster amygdali Guér.

Persica vulgaris Mill., Eccoptogaster mali Bechst., E. rugulosus Ratz.; — **sp.** Xyleborus pecanis Hopk.

Crataegus oxyacantha L., Eccoptogaster mali Bechst., E. rugulosus Ratz.; — **sp.** Hypothenemus nigripennis Hopk., H. sparsus Hopk.

Melus angustifolia Michx., Xyleborus sp.; — **malus** Britt., Eccoptogaster rugulosus Ratz., Xyleborus xylographus Say; — **pumila** Mill., Xyleborus apicalis Bldfd.

Rosa canina L., Anisandrusdispar Fabr.

Prunus angustifolia Marsh., Eccoptogaster rugulosus Ratz., Phthorophloeus missisipiensis Blackm.; — **armeniaca** L., Phloetribus liminaris Harris, Eccoptogaster amygdali Guér., E. fasciatus Rttr., E. fuchsi Rttr., E. mali Bechst., E. mediterraneus Egg., E. rugulosus Ratz., Taeniocerus minimus Haged.; — **avium** L., Polygraphus grandiclava Thoms., Eccoptogaster mediterraneus Egg., Xyloterus signatus Fabr.; — **cerasus** L., Phloeotribus liminaris Harris, Polygraphus grandiclava Thoms., Eccoptogaster mali Bechst., E. rugulosus Ratz., Xyleborus pubescens Zimm., X. xylographus Say, Xyloterus domesticus L.; — **domestica** L., Eccoptogaster mali Bechst., E. multistriatus Marsh., E. rugulosus Ratz.; — **insititia** L., Eccoptogaster mali Bechst., E. rugulosus Ratz.; — **mahaleb** L., Eccoptogaster mali Bechst., E. rugulosus Ratz.; — **mume** S. & Z., Eccoptogaster aratus Bldfd., E. japonicus Chap.; — **padus** L., Alniphagus sp., Trypophloeus alni Lind., Dryocoetes aceris Lind., Eccoptogaster mali Bechst., E. rugulosus Ratz., Xyleborus xylographus Say, Spongocerus kunala Strohm.; — **persica** Zucc., Phloeotribus liminaris Harris, Eccoptogaster amygdaly Guér.; — **pseudocerasus** Lindl., Polygraphus ssiori Nijs., Cryphalus malus Nijs., Eccoptogaster aratus Bldfd., E. japonicus Chap., Xyleborus lewisi Bldfd.; — **serotina** Ehrh., Phloeotribns liminaris Harris, Hypothenemus pruni Hopk., Eccoptogaster rugulosus Ratz.; — **spinosa** L., Eccoptogaster rugulosus Ratz.; — **triloba** Roxb., Cryphalus pruni Egg.; — **virginiana** L., Pseudocryphalus criddlei Sw.; — **yedoensis** Mats., Eccoptogaster seulensis Mur., E. japonicus Chap., Xyleborus xylographus Say.; — **sp.** Anisandrus dispar Fabr., Stephanoderes dissimilis Zimm., Phloeotribus linninaris Harris.

Amygdalus communis L., Eccoptogaster amygdali Guér., E. fuchsi Rttr., E. rugulosus Ratz.; — **sp.** Thamnurgides persicae Hopk.

Parinarium sp., Hypocryphalus striatus Hopk., Ozopemon parinarrii Hopk.

Leguminosae.

(Mimosoideae).

Pithecolobium altissimum Oliver., Hypothenemus pusillus Egg.

Albizzia lebbek Bth.., Xyleborus corpulentus Egg., X incurvus Egg., X. interjectus Bldfd., X. subnepotulus Egg., Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — **moluccana** Miq., Xyleborus asperatus Bldfd., X. discolor Bldfd., X. fornicatus Eichh., X. truncatus Er., Eurydactylus sexspinosus Motsch.,

Cnesinus magnus Samp.; — **odoratissima** Benth., Xyleborus fornicatus Eichh., X. noxius Samp., Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — **stipulata** Boiv., Poecilips sp., Xyleborus andrewesi Bldfd., X. interjectus Bldfd., X. minutissimus Egg.; — **sp.** Xyleborus assamensis Egg., X. brevis Eichh.

Acacia arabica Willd., Cryphalus sp., Xyleborus noxius Samp.; — **decurrens** Willd., Xyleborus asperatus Bldfd.; — **pennata** Wild., Poecilips sp.; — **pinnata** Link., Thamnurgides sp.; — **sp.** Thysanoes fimbricornis Lec., Xyleborus hagedorni Igles.

Prosopis juliflora DC., Xyleborus pubescens Zimm.

Laucaena glauca Benth., Xyleborus fornicatus Eich., X. morigerus Bldfd.

Xylia dolabriformis Benth., Xyleborus granulipennis Eichh., X. interjectus Bldfd., X. intextus Bees., X. sordicauda Motsch, X. sordicaudulus peguensis Egg.

Hymenaea Courbaril, Neodryocoetes hymenaeae Egg.

(Caesalpinioideae.)

Erythrophloeum guineense G. Don., Poecilips cylindricus Egg., P. sannio Schauf.

Afzelia africana Sm., Pityophthorus congonus Egg., Poecilips rotundicollis Egg., P. sannio Schauf.; — **bijuga** A. Gray, Cryphalus discretus Eich., Xyleborus riehli Eichh.

Tamarindus indica L., Stephanoderes tamarindi Hopk.

Bauhinia purpurea L., Stephanoderes sp.; — **variegata** L., Xyleborus noxius Samp.; — **sp.,** Stephanoderes aulmanni Haged.

Cercis canadensis L., Hypothenemus rumseyi Hopk., H. sp., Pityophthorus natalis Blackm., Micracis meridianus Blackm., M. suturalis Lec., M. swainei Blackm., Micracisella opacicollis Lec., Ambrosiodmus tachygraphus Zimm.

Cercidium floridum Bentham, Hylocurus parkinsoniae Blackm.; — **torreyanum** (Watson) Sargent, Hylocurus parkinsoniae Blackm.

Ceratonia siliqua L., Taphrorychus ceratoniae Peyerimh.

Caesalpinia sp. Stephanoderes congonus Haged.

Gleditschia tricanthos L., Hypothenemus atomus Hopk., Micracis langstoni Blackm.

Poinciana elata L., Xyleborus andrewesi Bldfd.

Cassia medicinalis Bisch. (?), Stephanoderes cassiae Eichh.

Hardwickia pinnata Roxb., Coccotrypes cardamomi Schauf.

Pachyelasma sp., Poecilips congonus Egg.

Parkinsonia sp., Hylocurus parkinsoniae Blackm.

Sindora siamensis Teysm., Trogloditica trabax Samp.

Macrolobium dewevrei Willd., Stephanoderes congonus Haged., Poecilips cylindricus Egg., P. grandis Egg.

(Papilionatae.)

Anagyris foetida L., Liparthrum georgi Knotek.

Crotalaria anagyroides Kunth., Xyleborus fornicatus Eichh., X. morigerus Bldfd.; — **usaramoensis** EG. Baker, Xyleborus morigerus Bldfd.

Cistus alpinus Mill., Hylastinus fankhauseri Rttr.; — **biflorus** Herit., Phloeophthorus vinogradovi Sem.; — **laburnum** L., Hylastinus trifolii Müll., H. fankhauseri Rttr., Phloeophthorus vinogradovi Sem., Ph. rhododactylus Marsh.; — **nicrigans** L., Hylastinus trifolii Müll., Phloeophthorus rhododactylus Marsh., Hylastes croaticus Fuchs; — **sp.** Liparthrum cytisi Egg.

Calycotome spinosa Lam, Liparthrum genistae Aubé.

Genista horrida DC., Liparthrum genistae Aubé; — **numidica** var. **sarotes** Pom., Liparthrum genistae Aubé.

Wistaria (Kraunhia) japonica Taub., Xyleborus kraunhiae Nijs.

Spartium junceum L., Phloeophthorus latus Wichm., Liparthrum albidum Wichm., L. genistae Aubé.

Sarothamnus scoparius Wimm., Hylastinus trifolii Müll., Phloeophthorus rhododactylus Marsh.

Ulex europaeus L., Hylastinus trifolii Müll., Phloeophthorus rhododactylus Marsh.

Ononis natrix L., Hylastinus trifolii Müll.

Trifolium hybridum L., Hylastinus trifolii Müll.; — **medium** L., Hylastinus trifolii Müll.; — **pratense** L., Hylastinus trifolii Müll.

Robinia pseudocacia L., Hypothenemus robiniae Hopk., Hylesinus fraxini Panz., Hylocorus rudis Lec., Anisandrus dispar Fabr., Xyloterus domesticus L. — **sp.** Hypothenemus eruditus Westw., Micracis suturalis Lec.

Colutea arborescens L., Phloeophthorus brevicollis Kolen.

Tephrosia vogelii H. f., Xyleborus morigerus Bldfd.

Coronilla emerus L., Phleophthorus rhododactylus Marsh.

Desmodium sp., Xyleborus fornicatus Eichh.

Dalbergia assamica Benth., Xyleborus dalbergiae Egg.; — **cultrata** R. Grah., Xyleborus intextus Bees.; — **latifolia** Roxb., Xyleborus fornicatus Eichh.

Pterocarpus dalbergioides Roxb., Xyleborus andamanensis Bldfd., X. bidentatus Eichh., X. brevidentatus Egg., Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — **marsupium** Roxb., Procryphalus sp., Xyleborus exiguus Wlk., X. noxius Samp.

Erythrina indica L., Margadillius erythrinae Hopk., Xyleborus fornicatus Eichh., X. interjectus Bldfd., Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — **lithosperma** Blume, Xyleborus coffeae Wurth, X. fornicatus Eichh.; — **sp.** Xyleborus fraternus Bldfd.

Butea frondosa Roxb., Xyleborus noxius Samp.

Dolichos lablab L., Hypothenemus dolichocola Hopk.

Vigna sienensis (L.) Endl., Hypothenemus bicolor Egg.

Geraniales.

Erythroxylaceae.

Erythroxylum coca Lam., Xyleborus morigerus Bldfd., X. morstatti Haged.

Zygophyllaceae.

Paganum harmala L., Thamnurgus brylinskii Reitt., Thamnurgus pegani Egg.

Rutaceae.

Xanthoxylum clava-herculis L., Micracis suturalis Lec.

Fagara clava-herculis Small., Stephanoderes texanus Hopk., St. sp.

Phellodendron amurense Rupr., Xylechinus bergeri Spess., Spongocerus tycon Bldfd., Taeniocerus mikado Bldfd.; -- **sp.** Spongocerus daimio Bldfd.

Citrus aurantium L., Xyleborus pubescens Zimm.; — **sp.** Hypothenemus eruditus Westw., Stephanoderes perkinsi Hopk.

Limonia silvestre, Hypothenoides parvus Hopk.

Simarubaceae.

Klainedoxa gabonensis Pierre, Poecilips congonus Egg., P. cylindricus Egg., P. rotundicollis Egg., P. sannio Schauf.

Ailanthus sp., Hypothenemus lezhavai Pjatn.

Burseraceae.

Boswellia serrata Roxb., Carphoborus boswellia Stebb., C. latus Bees., Cryphalus boswelliae Stebb.

Canarium euphyllum Kurz., Webbia mediosectus Egg., Xyleborus andrewesi Bldfd., X. bidentatus Eichh., X. exiguus Wlk., X. corpulentus Egg., Eurydactylus sexspinosus Motsch.

Meliaceae.

Swietenia macrophylla King., Xyleborus morigerus Bldfd.; — **mahagoni** L., Xyleborus gravidus Bldfd., X. morigerus Bldfd., X. morstatti Haged., Taeniocerus brahma Bldfd.

Khaya senegalensis Juss., Trigonogenius fallax Haged.

Melia azedarach L., Xyleborus coffeae Wurth.

Euphorbiaceae.

Bridelia retusa Spreng., Eurydactylus sexspinosus Motsch.

Mallotus albus Müll.-Arg., Webbia 26-spinatus Samp., Xyleborus pseudocomans Egg.; — **philippinensis** Müll.-Arg., Thamnurgides sp., Xyleborus interjectus Bldfd., X. malloti Egg.

Acalypha sp., Xyleborus fornicatus Eichh., X. morstatti Haged.

Ricinus communis L., Stephanoderes seriatus Eichh., Xyleborus fornicatus Eichh., X. rizini Egg.

Hevea brasiliensis Müll.-Arg., Phloeotribus setulosus Eichh., Hypothenemus tuberculosus Haged., Stephanoderes congonus Haged., St. heveae Haged., St. plumeriae Nördl., Xyleborus affinis Eichh., X. ambasius Haged., X. asperatus Bldfd., X. cognatus Bldfd., X. comptus Samp., X. confusus Eichh., X. discolor Bldfd., X. fornicatus Eichh., X. interjectus Bldfd., X. morigerus Bldfd., X. perforans Woll., X. principalis Eichh., X. semiopacus Eichh., Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — *sp.* Xyleborus corporaali Egg., X. submarginatus Bldfd., Taeniocerus hamatus Haged.

Manihot glaziovii Müll.-Arg., Xyleborus affinis Eichh., X. confusus Eichh.; — **utilissima** Pohl., Xyleborus confusus Eichh.

Excoecaria agallocha L., Cryphalus discretus Eichh., Xyleborus riehli Eichh.

Euphorbia amygdaloides L., Thamnurgus varipes Eichh.; — **balsamifera** Ait., Aphanarthrum affine Woll., A. bicinctum Woll.; — **beaumierana** Coss. Hook., Aphanarthrum alluaudi Peyerimh., A. mairei Peyerimh., Cicurgus occidentalis Peyerimh., Triotemnus longicollis Peyerimh.; — **canariensis** L., Aphanarthrum canariense Woll., A. jubae Woll., A. luridum Woll., A. pygmaeum Woll., Cisurgus pusillus Woll., Triotemnus subrectus Woll.; — **characias** L., Thamnurgus characiae Rosenh.; — **dendroides** L., Liparthrum inarmatum Woll., Aphanarthrum bicinctum Woll., Thamnurgus euphorbiae Küst.; — **echinus** Coss. Hook., Aphanarthrum alluaudi Peyerimh., A. mairei Peyerimh., Cisurgus occidentalis Peyerimh.; — **gerardiana** Jacq., Thamnurgus euphorbiae Küst., Th. caucasicus Reitt., Th. varipes Eichh.; — **handiensis** Bh., Aphanarthrum goniomma Enderl., A. jandiacum Enderl.; — **mellifera** Ait., Aphanarthrum euphorbiae Woll.; — **piscatoria** Ait., Liparthrum inarmatum Woll.; — **regis jubae** Webb., Aphanarthrum jubae Woll.; — **resinifera** Berg., Aphanarthrum alluaudi Peyerimh., A. mairei Peyerimh., Cisurgus occidentalis Peyerimh., Triotemnus longicollis Peyerimh.; — **tuckeyana** Steud., Aphanarthrum hesperidum Woll.; — **wulfenii** Hoppe, Thamnurgus euphorbiae Küst., Th. sardus Egg.; — **sp.** Liparthrum bicaudatum Woll., L. lowei Woll., Aphanarthrum armatum Woll., A. bicolor Woll., A. canescens Woll., A. glabrum Woll., A. piscatorium Woll., A. tuberculatum Woll.

Daphnyphyllum macropodum Miq., Xyleborus badius Eichh., X. ebriosus, X. praevius Bldfd.

Sapindales.

Coriariaceae.

Coriaria sp., Pityophthorus rhois Sw.

Anacardiaceae.

Buchanania latifolia Roxb., Xyleborus abruptus Samp., X. andrewesi Bldfd.

Mangifera indica L., Stephanoderes javanus Egg., Hypocryphalus mangiferae Stebb., Xyleborus andrewesi Bldfd., X. haberkorni Egg., X. noxius Samps.

Calesium grande O. Ktze., Cryphalus scabricollis Eichh. (?), C. sp., Xyleborus andrewesi Bldfd., X. fornicatus Eichh., X. interjectus Bldfd., X. noxius Samp., X. sordicauda Motsch.

Drimycarpus racemosus Hook, Sphaerotrypes quadrituberculatus Samp.

Gluta travancorica Bedd., Pityophthorus sp.

Metopium toxiferum K. & U., Pityophthorus concentralis Eichh., P. crinalis Blackm., P. lateralis Sw., P. rhois Sw.

Spondias mangifera Willd., Xyleborus interjectus Bldfd.

Pistacia atlantica Desf., Chaetoptelius vestitus Rey.; — **integerrima** Stew., Chaetoptelius vestitus Rey, Charphoborus perrisi Chap.; — **lentiscus** L., Chaetoptelius vestitus Rey; — **mutica** Fisch. & Mey, Chaetoptelius vestitus Rey, Carphoborus perrisi Chap.; — **terebinthus** L., Chaetoptelius vestitus Rey, Carphoborus perrisi Chap., — **vera** L., Chaetoptelius vestitus Rey; — **coppalina** L., Pityophthorus fortis Blackm., P. rhois var. swainei Blackm.. P. scriptor Blackm., P. virilis Blackm.; — **hirta** Sudw., Pityophthorus crialis Blackm., P. rhois Sw., P. scriptor Blackm., Stephanoderes interstitialis Hopk.

Rhus integrifolia (Nutt) Engl., Chaetopholeus hystrix Lec., Pityophthorus digestus Lec.; — **metopium** L., Pityophthorus concentralis Eichh.; — **toxicodendron** L., Cryphalus rhusii Nijs., Hypothenemus toxicodendri Hopk., Pityophthorus crinalis Blackm., P. rhois Sw. und var. swainei Blackm.; — **triloba** Nutt., Pityphthorus fortis Blackm.; — **vernix** L., Pityophthorus crinalis Blackm., P. rhois Sw.; — **sp.,** Pityophthorus consimilis Lec., Ambrosiodmus tachygraphus Zimm.

Aquifoliaceae.

Ilex dipyrena Wall., Taeniocerus brahma Bldfd.

Celastraceae.

Evonymus atropurpurea Jacq., Stephanoderes evonymi Hopk.; — **Cassine glauca** O. Ktze., Poelilips sp.

Aceraceae.

Acer campestre L., Chaetoptelius vestitus Rey, Dryocoetes coryli Perr., Eccoptogaster koenigi Skal.; — **caesium** Wall., Ozopemon sp., Spongocerus kunala Strohm.; — **mandshuricum** Maxim., Spongocerus ussuriensis Berger & Cholodk., Spongocerus tycon Bldfd.; — **mono** Maxim., Spongocerus ussuriensis Berger & Cholodk., Spongocerus tycon Bldfd.; — **pictum** Thunb., Hyorrhynchus lewisi Bldfd., Xyleborus lewisi Bldfd., Xyloterus aceris Nijs., Spongocerus daimio Bldfd., Sp. tycon Bldfd., Taeniocerus mikado Bldfd.; — **platanoides** L., Dryocoetes aceris Lind., Eccoptogaster koenigi Skal.; — **palmatum** Thunb., Xyleborus praevius Bldfd.; — **pseudoplatanum** L., Xyleborus xylographus Say, Anisandrus dispar Fabr., Xyloterus domesticus L., H. signatus Fabr.; — **rubrum** L., Hypothenemus marylandicae Hopk.,

Xylocleptes decipiens Lec., Thysanoes lobdelli Blackm., Xyleborus fuscatus Eichh., Xyloterinus politus Say; — **obtusatum** Waldst. & Kit., Eccoptogaster koenigi Skal.; — **saccharum** Marsh., Pityophthorus rhois Sw. var. acerni Blackm., Corthylus punctatissimus Zimm.; — **sp.** Procryphalus aceris Hopk., Xylocurus rudis Lec., Micracisella opacicollis Lec., Corthylus columbianus Hopk., Pterocyclon fasciatum Say, Pt. mali Fitch., Anisandrus minor Sw., A. obesus Lec., Ambrosiodmus tachygraphus Zimm.

Hippocastanaceae.

Aesculus hippocastanum L., Xyleborus xylographus Say, Anisandrus dispar Fabr.

Sapindaceae.

Schleichera trijuga Willd., Xyleborus fornicatus Eichh., X. morigerus Bldfd.

Nephelium sp. Thamnurgides nephelii Egg.

Cupania sp. Hypothenemus webbi Hopk.

Rhamnales.

Rhamnaceae.

Rhamnus alaternus L., Eccoptogaster multistriatus Marsh.; — **cathartica** L., Dryocoetes coryli Perr., Eccoptogaster rugulosus Ratz.; — **frangula** L., Dryocoetes coryli Perr., Anisandrus dispar Fabr.

Berchemia scandens (Hill.) Trel., Thysanoes berchemiae Blackm.

Vitaceae.

Vitis vinifera L., Hypoborus ficus Er., Hypothenemus eruditus Westw., Anisandrus dispar Fabr.; — **sp.** Hypothenemus nigripennis Hopk., Stephanoderes dissimilis Zimm., St. erectus Lec., St. chapuisi Eichh.

Malvales.

Tiliaceae.

Tilia americana L, Xyleborus pubescens Zimm.; — **amurensis** Kom., Cryphalus tiliae Panz.; — **tomentosa** Moench., Cryphalus tiliae Panz.; — **cordata** Mill. var. **japonica** Miq., Kissophagus tiliae Nijs., Hypothenemus sapporoensis Nijs.; — **grandifolia** Ehrh., Cryphalus tiliae Panz.; — **rotundifolia** Ventenat., Ernoporus schreineri Eichh.; — **parvifolia** Ehrh. Hylastinus tiliae Sem., Cryphalus tiliae Panz., Ernoporus caucasicus Lind., E. schreineri Eichh., Xyleborus xylographus Say, Anisandrus dispar Fabr.; — **ulmifolia** Scop., Ernoporus caucasicus Scop.; — **sp.** Pseudothysanoes rigidus Lec., Corthylus columbianus Hopk., Hypothenemus lezhavai Pjatn.

Malvaceae.

Hibiscus syriacus L., Cryphalus tiliae Panz.,; — **tiliaceus** L., Ernoporus sp., Ptilopodius ramosus Bess.

Gossypium sp., Hypothenemus eruditus Westw., H. pusillus Egg., Stephanoderes aulmanni Haged., St. bananensis Egg., St. biseriatus Egg., St. gossypii Hopk., Xyleborus africanus Egg., X. subtuberculatus Egg., X. tropicus Haged.

Kydia calycina Roxb., Ernoporus corpulentus Samp., Xyleborus interjectus Bldfd.

Bombacaceae.

Bombax malabaricum DC., Dryocoetes sp., Xyleborus andrewesi Bldfd., X. noxius Samp.; — **insigne** Wall., Xyleborus andamanensis Bldfd.

Ceiba sp., Hypothenemus ceibae Hopk.

Cullenia excelsa Wight, Xyleborus noxius Samp.

Sterculiaceae.

Theobroma cacao L., Hypothenemus pusillus Egg., Stephanoderes guatemalensis Hopk., St. heterolepis Costa Lima, St. hispidulus Lec., St. seriatus Eichh., St. ater Egg., St. theobromae Egg., Coccotrypes graniceps Eichh., Xyleborus confusus Eichh., X. destruens Bldfd., X. discolor Bldfd., X. fornicatus Eichh., X. laevis Egg., X. mancus Bldfd., X. morigerus Bldfd., X. semigranosus Bldfd., X. subsulcatus Egg., X. tolimanus Egg., Theoborus theobromae Hopk., Eurydactylus sexspinosus Motsch., Allarthrum Kolbei Haged.

Genipa merianae Rich., Hypocryphalus obscurus Hopk.

Sterculia alata Roxb., Xyleborus nepos Egg.; — **campanulata** Wall., Xyleborus pumilus Egg.; — **ornata** Wall., Xyleborus interjectus Bldfd., Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — **villosa** Roxb., Xyleborus corpulentus Egg., X. pumilus Egg., Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — **sp.,** Stephanoderes sterculiae Hopk.

Cola sp., Poecilips rotundicollis Egg., P. sannio Schauf.

Pterospermum actrifolium W., Xyleborus interjectus Bldfd.

Heritiera fomes Buch., Ernoporus sp., Poecilips sp.

Parietales.

Dilleniaceae.

Dillenia pentagyna Roxb., Xyleborus andrewesi Bldfd.

Ochnaceae.

Ouratea sp., Poecilips rotundicollis Egg. (?), P. sannio Schauf.

Theaceae.

Thea japonica Noiss., Sphaerotrypes pila Bldfd.; — **sienensis** L., Xyleborus compactus Eichh., X. germanus Bldfd., X. fornicatus Eichh., X. semiopacus Eichh.; — **sp.,** Coccotrypes theae Egg., Taeniocerus hamatus Haged.

Eurya japonica Thunbg., Xyleborus octiesdentatus Mur., X. ebriosus.

Guttiferae.

Mesua ferrea L., Dactylipalpus transversus Chap., Xyleborus mucronatulus Egg., X. gravidus Bldfd., X. mesuae Egg.

Vismia lauriformis (Lam.) Choisy, Loganius vismiae Egg.

Pentadesma butyraceum Don., Poecilips congonus Egg., P. rotundicollis Egg.

Dipterocarpaceae.

Dipterocarpus alatus Roxb., Sphaerotrypes sp.; — **grandiflorus** Blco., Hypocryphalus rotundus Hopk, Coptodryas confusus Hopk., Ozopemon dipterocarpi Hopk., Webbia dipterocarpi Hopk., Terminalinus dipterocarpi Hopk., Arixyleborus rugosipes Hopk.; — **pilosus** Roxb., Coccotrypes dipterocarpi Bees., Webbia mediosectus Egg., W. 26-spinatus Samp., W. 30-spinatus Samp., Xyleborus interjectus Bldfd., X. intextus Bees., X. resecans Egg.; — **palosapis** Blanco, Hypothenemus dipterocarpi Hopk.; — **tuberculatus** Roxb., Webbia 26-spinatus Samp., W. 30-spinatus Samp.; — **turbinatus** Gaertn., Sphaerotrypes sp., Webbia mediosectus Egg, Xyleborus andrewesi Bldfd., X. bidentatus Eichh., X. exiguus Wlk., X. major Stebb., Eurydactylus sexspinosus Motsch.

Shorea assamica Dyer., Sphaerotrypes siwalikensis Stebb., Xyleborus intextus Bees., X. minutissimus Egg.; — **robusta** Gaertn., Sphaerotrypes globulus Bldfd., Sp. siwalikensis Stebb., Coccotrypes carpophagus Horn., Webbia pabo Samp., Xyleborus andrewesi Bldfd., X. elegans Samp., X. haberkorni Egg., X. interjectus Bldfd., X. major Stebb., X. minutissimus Egg., X. perparvus Samp., X. reciens Samp., X. turbineus Samp., X. undulatus Samp., Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — **talura** Roxb., Xyleborus andrewesi Bldfd.

Pentacme suavis DC., Pelicerus sp., Xyleborus turbineus Samp.

Vatica lanceaefolia Bl., Xyleborus corpulentus Egg., X. gravidus Bldfd., X. minutissimus Egg., X. subgranulatus Egg., X. tristis Egg., Sphaerotrypes sp.

Tamaricaceae.

Tamarix octandra Bunge, Thamnurgus brylinskii Reitt.

Opuntiales.

Cactaceae.

Cereus giganteus Eng., Cactopinus hubbardi Schwarz.

Myrtiflorae.

Elaeagnaceae.

Elaeagnus sp., Hylesinus oleiperda Fabr.

Lythraceae.

Lagerstroemia flos-reginae Retz., Sphaerotrypes sp.; — **lanceolata** Wall., Sphaerotrypes sp.; — **parviflora** Roxb., Sphaerotrypes globulus Bldfd.

Sonneratiaceae.

Sonneratia apetala Buch.-Ham., Xyleborus riehli Eichh.

Rhizophoraceae.

Rhizophora mangle L, Spermatoplex rhizophorae Hopk.

Nyssaceae.

Nyssa silvatica Marshall, Pityophthorus consimilis Lec.; — **aquatica** Marsh, Hypothenemus nigripennis Hopk.; — **sp.,** Xyleborus nyssae Hopk.

Combretaceae.

Terminalia arjuna Wight & Arnh., Sphaerotrypes sp.; — **belerica** Roxb, Sphaerotrypes sp.; — **bialata** Steud, Xyleborus andrewesi Bldfd., X. brevidentatus Egg., X. exiguus Wlk., X. pumilus Egg., Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — **chebula** Retz, Xyleborus sordicauda Motsch.; — **edulis** Blanco, Coptoborus terminaliae Hopk., Terminalinus terminalia Hopk.; — **mannii** King., Xyleborus pumilus Egg.; — **procera** Roxb., Xyleborus incurvus Egg.; — **tomentosa** W. & A., Sphaerotrypes globulus Bldfd., Sph. siwalikensis Stebb., Sph. **sp.,** Poecilips sp., Xyleborus noxius Samp.

Anogeissus latifolia Wall., Hylesinus despectus Walk., Sphaerotrypes coimbatorensis Stebb., Sph. globulus Bldfd, Sph. sp., Stephanoderes anogeissi Bees.; — **acuminata** Wall., Xyleborus interjectus Bldfd.

Myrtaceae.

Psidium sp., Stephanoderes psidii Hopk., Xyleborus fornicatus Eichh.

Eugenia dalbergioides, Xylechinus sp.; — **jambolana** Lam., Xyleborus elegans Samp., X. eugeniae Egg., X. haberkorni Egg.

Eucalyptus globulus Labill., Spongocerus darjeelingi Stebb.; — **robusta** Sm., Xyleborus iheringi Iglesias; — **sp.,** Xyleborus semiopacus Eichh.

Umbelliflorae.

Araliaceae.

Hedera colchica C., Koch. Kissophagus novaki Reitt.; — **helix** L. Kissophagus hederae Schmidt, K. novaki Rttr., H. nüsslini Rttr., Taphrorychus villifrons Dufour.; — **sp.,** Kissophagus erinellus Wichm.

Acanthopanax ricinifolium S. & Z., Ernoporus acanthopanaxi Nijs.

Cheirodendron sp., Xyleborus mauiensis Perkins, X. molakaiensis Perkins.

Umbelliferae.

Bupleurum fructicosum L., Dryocoetes grangeri Peyerimh.

Cornaceae.

Cornus macrophylla Wall., Spongocerus daimio Bldfd., Taeniocerus minimus Haged., T. raja Bldfd.; — **sp.,** Hypothenemus tenuis Hopk., Pseudopityophthorus minutissimus Zimm., Corthylus punctatissimus Zimm., Spongocerus tycon Bldfd., Taeniocerus mikado Bldfd.

Ericales.

Ericaceae.

Rhododendron flavescens, Pseudothysanoes rhododendri Blackm.; — **sp.,** Pseudothysanoes rigidus Lec.

Arbutus menziesii Parsh., Micracis hirtellus Lec., Xyleborus arbuti Hopk.

Gaylussacia resinosa Torr & Gray, Corthylus punctatissimus Zimm.

Ebenales.

Sapotaceae.

Illipe (Bassia) latifolia Engl., Coccotrypes bassiaevorus Hopk., Xyloctonus scolytoides Eichh., X. sp.

Chrysophyllum africanum A. DC., Poecilips congonus Egg., P. sannio Schauf., Xyleborus ficus Egg.; — **roxburghii** Don., Xyleborus chrysophylli Egg., X. minutissimus Egg., X. perparvus Samp.

Mimusops littoralis Kurz, Xyleborus bidentatus Eichh.

Isonandra polyantha Kurz, Xyloctonus sp.

Bailonella toxisperma Pierre, Poecilips cylindricus Egg.; P. sannio Schauf.

Ebenaceae.

Diospyros ebenum Koen., Coccotrypes carpophagus Horn.; — **melanoxylon** Roxb., Xyleborusn oxius Samp.; — **oocarpa** Thwaites, Eurydactylus sexspinosus Motsch.; — **virginiana** L., Stephanoderes sp., Hylocurus parkinsoniae Blackm.

Styracaceae.

Hopea parviflora Bedd., Sphaerotrypes sp.

Styrax japonicum S. & Z., Xyleborus ebriosus, X. mutilatus Bldfd., X. germanus Bldfd.

Benzoin thunbergii S. & Z,, Xyleborus ebriosus, X. pubipennis Bldfd., Taeniocerus mokado Bldfd., Spongocerus tycon Bldfd.

Contortae.

Oleaceae.

Fraxinus americana L., Leperisinus aculeatus Say, Hypothenemus sp.; — **dimorpha** Coss., Phloeotribus scarabaeoides Bernard; — **excelsior** L., Hylesinus crenatus Fabr., H. fraxini Panz., H. oleiperda Fabr., Chaetoptelius vestitus Rey, Phloeotribus caucasicus Rttr., Phl. scarabaeoides Bernard, Eccoptogaster scolytus Fabr., Xyleborus xylographus Say, Anisandrus dispar Fabr.; — **excelsior** L. forma **hookeri,** Hylesinus fraxinoides Bees.; — **longicuspis** S. & Z., Hylesinus cingulatus Bldfd., H. laticollis Bldfd., H. tristis Bldfd.; — **mandshurica** Rupr., Hylesinus cholodkovskyi Berger, H. cingulatus Bldfd., H. costatus Bldfd., H. laticollis Bldfd., H. nobilis Bldfd. H. tristis Bldfd., Leperisinus eos Spess., Ernoporus fraxini Berger, Erno-

poricus spessivtzevi Berger, Spongocerus daimio Bldfd.; — **ornus** L., Hylesinus fraxini Panz., H. oleiperda Fabr., Phloeophthorus muricatus Egg.; — **oxyphylla** Marsch., Hylesinus crenatus Fabr., H. fraxinus Panz, H. botsharnikovi Stark, H. mandshuricus Egg., Phloeophthorus asiaticus Peyerimh., Hypothenemus lezhavai Pjatn.; — **rhynchophylla** Panz., Hylesinus tristis Bldfd.; — **sp.,** Hylurgopinus rufipes Eichh., Leperisinus aculeatus Say, L. cinereus Sw., L. criddlei Sw., Micracis suturalis Lec., Xyloterinus politus Say.

Syringa persica L., Hylesinus oleiperda Fabr.; — **vulgaris** L., Hylesinus crenatus Fabr., H. fraxini Panz, H. oleiperda Fabr., Phloeotribus scarabaeoides Bernard, Dryocoetes coryli Perr.

Olea cuspidata Wall., Hylesinus macmahoni Stebb.; — **europaea** L., Hylesinus fraxini Panz., H. oleiperda Fabr., Chaetoptelius vestitus Rey, Carphoborus perrisi Chap., Phloeotribus scarabeoides Bernard, Eccoptogaster pygmaeus Fabr.; — **sp.,** Leperisinus californicus Sw., Phloeotribus oleiphilus del. Guerc.

Ligustrum vulgare L, Hylesinus oleiperda Fabr.

Phillyrea latifolia L., Phloeophthorus cristatus Fauv., Phloeotribus scarabaeoides Bernard.

Apocynaceae.

Vallaris heynei Spreng., Cryphalus sp., Hypothenoides sp.

Asclepiadaceae.

Periploca graeca L., Liparthrum arnoldi Sem.

Tubiflorae.

Convolvulaceae.

Ipomea purga Hayne, Cryphalus jalappae Letzn.; — **turpethum** R. Br., Lepicerus stierlini Egg.

Borraginaceae.

Ehretia acuminata R. Br., Xyleborus sibsagaricus Egg.

Verbenaceae.

Vitex peduncularis Wall., Xyleborus burmanicus Bees.

Lantana aculeata L., Xyleborus lantanae Egg.

Gmelina arborea L., Xyleborus assamensis Egg., X. fornicatus Eichh., X. interjectus Bldfd., X. intextus Bees., X. mus Egg.

Tectona grandis L., Sphaerotrypes sp., Cryphalus tectonae Stebb., Xyleborus burmanicus Bees., X. destruens Bldfd., X. hagedorni Stebb., X. interjectus Bldfd, X. intextus Bees., X. morigerus Bldfd., X. submarginatus Bldfd, X. noxius Samp., X. velatus Samp., Eurydactylus sexspinosus Motsch.

Labiatae.

Teucrium scorodonia L., Thamnurgus kaltenbachi Bach.
Lamium album L., Thamnurgus kaltenbachi Bach.
Stachys silvatica L., Thamnurgus kaltenbachi Bach.
Origanum vulgare L., Thammurgus kaltenbachi Bach.
Betonica officinalis L., Thamnurgus kaltenbachi Bach.

Bignoniaceae.

Dolichandrone stipulata Benth. & Hook, Xyleborus burmanicus Bees, X. intextus Motsch., X. sordicauda Motsch.

Rubiales.

Rubiaceae.

Cinchona sp., Xyleborus incurvus Egg., X. intextus Bees., X. ursulus Egg., X. cinchonae Veen., Spongocerus nitidus Egg.

Corynanthe sp., Stephanoderes winkleri Rtr.

Hymenodictyon exselsum Wall., Xyleborus minutissimus Egg.

Mitragyne diversifolia Benth & Hook., Ptilopodius stephegynis Hopk., Boroxylon stephegynis Hopk.

Adina cordifolia Hook. f., Xyleborus burmanicus Bees., X. intextus Bees.

Coffea arabica L., Stephanoderes hampei Ferr., Xyleborus coffeae Wurth.; — **arnoldiana** de Wild, Stephanoderes hampei Ferr.; — **aruwimiensis** de Wild., Stephanoderes hampei Ferr.; — **bukowensis** Xyleborus coffeae Wurth, X. morstatti Haged.; — **canephora** Pierre, Stephanoderes hampei Ferr.; — **congensis** Froehner, Stephanoderes hampei Ferr.; — **dewevrei** de Wild & Th. Dur., Stephanoderes hampei Ferr.; — **dybowski** Pierre, Stephanoderes hampei Ferr.; — **excelsa** A. Cher., Stephanoderes hampei Ferr.; — **hybrida** Dryocsoetes coffeae Egg.; — **laurentii** de Wild, Stephanoderes hampei Ferr.; — **liberica** Bull., Stephanoderes arecae Horn., St. hampei Ferr., Poecilips sierraleonensis Egg, Xyleborus coffeae Wurth.; — **robusta** Lind., Xyleborus coffeae Wurth.; — **stenophylla** G. Don, Stephanoderes hampei Ferr., Xyleborus morstatti Haged.; — **sp.,** Hypothenemus flavosquamosus Hopk., Stephanoderes areccae Horn., St. aulmanni Haged., St. coffeae Haged., St. fallax Costa Lima, St. heterolepis Costa Lima, St. hispidulus Lec., St. largipennis de Toledo Piza jun., St. obscurus Fabr, St. seriatus Eichh., Ctonoxylon amanicum Haged., Corthylus flagellifer Bldfd., Metacorthylus affinis Pinto da Fons., Xyleborus cofeicola de Campos Novaes, X. compactus Eichh., X. morigerus Bldfd., X. retusus Eichh., Eurydactylus sexspinosus Motsch.

Ixora parviflora Vahl., Xyleborus fornicatus Eichh., X. granulipennis Eichh., X. noxius Samp.

Sarcocephalus cordatus Miq., Xyleborus interjectus Bldfd.

Psychotria sp., Stephanoderes hampei Ferr.

Bourreria havanensis (Roemer & Schultes) Mill., Dendrosinus bourreriae Schwarz.

Caprifoliaceae.

Sambucus nigra L., Anisandrus dispar Fabr.

Lonicera sp., Hypothenemus eruditus Westw., Stephanoderes erectus Lec.

Cucurbitales.

Cucurbitaceae.

Cucurbita foetidissima Kunth., Xypocleptes cucurbitae Lec.; — **perennis** Gray., Xylocleptes punctatus Hopk.

Campanulaceae.

Lobelia deckeni Hemsley, Thamnurgus lobeliae Egg.

Compositae.

Acanthocephalus cadamba, Hylesinus javanus Egg.

Parthenium argentatum Grey., Pityophthorus mexicanus Blackm.

Artemisia argentea Herit., Liparthrum artemisiae Woll.

Die systematische Stellung der nachstehenden Gattungen war nicht zu ermitteln.

Mezenga xanthoxylum Stephanoderes sp.

Tetramelas nudiflora, Xyleborus interjectus Bldfd.

Chibar (?) sp., Xylocleptes sp.

Juccagro amarillo, Micracis cubensis Blackm.

Triviale Bezeichnungen.

Wild flourd vine. Xylocleptes knausei Hopk.

Wild cucumber vine. Xylocleptes venturia Hopk.

„Tucuen" Margadillius minutus Hopk., M. confusus Hopk.

„Margadilao" Margadillius margadilaonis Hopk., Dacryphalus obesus Hop.

„Avocado" eine Frucht. Xyleborus immaturus Blackb.

„Tumbili", unbekanntes Laubholz. Acanthophorus brevicollis Strohm.

Unbekannte Euphorbiacee. Camptocerus aeneipennis Fabr., Pterocyclon dimidiatum Haged.

Umzimbiti-Baum. Hapalogenius globosus Haged.

Aus javanischen Pilzen. Cryphalus hagedorni Egg.

Aus trockenen Telephonstangen. Micracis hirtellus Lec.

Palmnüsse. Bothryperus quadrioculatus Egg., Coccotrypes palmarum Egg.

„Nudariri"-Stamm. Bothryperus niger Egg.

Baumschwämme. Stephanoderes areccae Horn.

An Lianenfrüchten. Poecilips sannio Schauf.

Die Befallstärken der einzelnen Pflanzenfamilien sind bereits im ersten Abschnitt angegeben. Wie stark ist nun der Befall der einzelnen Pflanzenarten? Es wurden befallen:

324	Pflanzenarten	von	je	1	Käferart
140	„	„	„	2	Käferarten
77	„	„	„	3	„
36	„	„	„	4	„
28	„	„	„	5	„
15	„	„	„	7	„
10	„	„	„	8	„
7	„	„	„	9	„
5	„	„	„	10	„
9	„	„	„	11	„
5	„	„	„	12	„
3	„	„	„	13	„
6	„	„	„	14	„
5	„	„	„	15	„
1	„	„	„	16	„
3	„	„	„	17	„
2	„	„	„	18	„
3	„	„	„	19	„
1	„	„	„	20	„
1	„	„	„	22	„
2	„	„	„	23	„
2	„	„	„	25	„
1	„	„	„	27	„
1	„	„	„	28	„
1	„	„	„	29	„
1	„	„	„	30	„
1	„	„	„	31	„
2	„	„	„	34	„
1	„	„	„	35	„
1	„	„	„	42	„
1	„	„	„	45	„
1	„	„	„	54	„
1	„	„	„	55	„

In meiner Arbeit über die europäischen Borkenkäfer und ihre Nahrungspflanzen (Berl. Entom. Zeitschrift Band LIII, 1908) habe ich folgende Bemerkungen gemacht: „Bei Betrachtung der nachstehenden statistischen Bemerkungen ist zu beachten, daß ausgesprochene Monophagie ebenso selten ist als wirkliche Polyphagie. Die Regel ist, daß eine, seltener zwei Nahrungspflanzen mit Vorliebe befallen werden und als eigentliche Haupt-

nahrungspflanze bezeichnet werden müssen, während die anderen aufgeführten Arten nur gelegentlich, oft nur der Not gehorchend, angegangen werden."

Diese schon vor 22 Jahren von mir aufgestellte These hat nicht nur ihre Geltung für die europäischen Ipiden voll und ganz erwiesen, sondern trifft für die ganze Familie zu. Die meisten Käferarten haben natürlich die Nadelhölzer auf sich vereinigt. In erster Linie sind es Pflanzen aus der Gattung Pinus, die stark bewohnt sind. Aber selbst bei Durchsicht dieser stark bewohnten Pflanzen ist klar erkennbar, daß die Käferverwandtschaft, die daran lebt, durchgängig eine sehr enge ist. Was die Käfer an die Pflanzenverwandtschaften bindet, ist sicher noch nicht klar erkannt. Es ist aber ohne Zweifel und auffällig, wie zahlreiche Ipidenarten nur innerhalb einer gewissen Pflanzenverwandtschaft bleiben. Um bei den Nadelholzipiden zu bleiben, so kann man leicht feststellen, daß die an Abietinen lebenden Käfer nicht an Cupressinen gehen und umgekehrt, daß aber Arten, die in Europa an Juniperus leben, auch ohne weiteres Cupressus und Sequoia annehmen. Das tun sie auch ungezwungen und derartige Fälle ließen sich zahlreich aus dem vorhandenen Material nachweisen. Sehr interessant ist auch die Feststellung, daß Pflanzenfamilien, die räumlich weit getrennt sind und infolgedessen auch habituell ganz verschiedene Vertreter besitzen, dennoch von der Käferverwandtschaft befallen werden unter Ausschluß anderer Pflanzen. Es wäre verlockend, die Ergebnisse dieser Arbeit dahin auszuwerten, aber es ist besser, vorläufig darauf zu verzichten, bis noch von weiteren Arten Standpflanzen bekannt geworden sind. Die Pilzzüchter sind natürlich für sich gesondert zu betrachten. Die Polyphagie ist bei den nicht pilzzüchtenden Arten ganz anders zu bewerten als bei den Pilzzüchtern. Wenn unter letzteren noch eine große Anzahl nur an einer Standpflanze festgestellt worden ist, so ist darin sicher nicht ein Hang zur Monophagie zu suchen, es beweist lediglich, daß wir diese Arten im Verhältnis zu ihren Standpflanzen noch viel zu wenig kennen.

Es konnte in der vorliegenden Arbeit nur darauf ankommen, die teilweise weit zerstreuten Mitteilungen über die Standpflanzen der Ipiden zunächst einmal zu sammeln, um so einen, wenn auch noch so bescheidenen Überblick über das zu gewinnen, was vorhanden ist. Alle nicht einwandfrei erscheinenden Angaben sind grundsätzlich unberücksichtigt geblieben. Bis auf einige Unklarheiten war es möglich, die angegebenen Standpflanzen an ihrer richtigen Stelle unterzubringen.

* * *

Verzeichnis der in Teil I behandelten Gattungen und Arten.

Acanthophorus
brevicollis Strohm.
Adiaeretus
hystrix Egg.
Allarthrum
kolbei Haged.
Alniphagus
alni Nijs
aspericollis Lec.
Ambrosiodmus
linderae Hopk.
tachygraphus Zimm.
Anisandrus
dispar Fabr.
minor Sw.
obesus Lec.
populi Sw.
pyri Peck.
sayi Hopk.
Aphanarthrum
affine Woll.
alluaudi Peyerimh.
armatum Woll.
bicinctum Woll.
bicolor Woll.
canariense Woll.
canescens Woll.
euphorbiae Woll.
glabrum Woll
goniomma Enderl.
hesperidum Woll.
jandiacum Endsrl.
jubae Woll.
luridum Woll.
mairei Peyerimh.
piscatorum Woll.
pygmaeum Woll.
tuberculatum Woll.
Arixyleborus
rugosipes Hopk.
Boroxylon
stephegynis Hopk.
Brothosternus
hubbardi Schwarz
Bothryperus
quadrioculatus Egg.
Cactopinus
hubbardi Schwarz
Camptocerus
aeneipennis Fabr.
Carphoborus
andersoni Sw.
attritus Peyerimh.
bicristatus Chap.
bifurcus Eichh.
blaisdelli Sw.
bonnmairei Bois.
boswlliae Stebb.
carri Sw.
cholodkowskyi Spess
costatus Wichm.
dunni Sw.
latus Bees.
minimus Fabr.
perrisi Chap.
pini Eichh.
ponderosae Sw.
radiatae Sw.
rossicus Sem.
sansoni Sw.
simplex Lec.
teplouchovi Spess.
zhobi Stebb.
Carposinus
pini Hopk.
Chaetophloeus
hystrix Lec.
Chaetoptelius
vestitus M. & R.
Chramesus
chapuisii Lec.
dentatus Schaeff.
hicoriae Lec.
Cisurgus
occidentalis Peyer.
pusillus Woll.
Cnesinus
strigicollis Lec.
Coccotrypes
anonae Hopk.
bassiaevorus Hopk.
canariensis Egg.
cardamomi Schauf.
carpophagus Horn.
circumdatus d. F.
congonus Egg.
dactyliperda F.
dipterocarpi Bees
eggersi Haged.
ghesquierei Egg.
graniceps Eichh.
magnus Bees.
moreirai Egg.
perditor Bldf.
myristicae Roepke
palmarum Egg.
pygmaeus Eichh.
rolliniae Hopk.
subovalis Egg.
thrinacis Hopk.
Conophthorus
apachecae Hopk.
coniperda Schw.
contortae Hopk.
edulis Hopk.
flexilis Hopk.
lambertianae Hopk.
monophyllae Hopk.
monticolae Hopk.
ponderosae Hopk.
radiatae Hopk.
resinosae Hopk.
scopulorum Hopk.
taedae Hopk.
virginiae Hopk.
Coptoborus
terminaliae Hopk.
Coptodryas
confusa Hopk.
Corthylus
columbianus Hopk.
flagellifer Bldfd.
punctatissimus Zimm.
spinifer Schw.
Cryphalus
abietis Ratzb.
approximatus Hopk.
amabilis Chamberl.
balsameus Hopk.
basjoo Nijs.
boswelliae Stebb.
canadensis Sw.
carpini Berger
carpiniphorus Mur.
cryptomeriae Nijs.
deodara Stebb.
discretus Eichh.
exiguus Bldfd.
fulvus Nijs.
grandis Chamberl.
juglansi Nijs.
hagedorni Egg.
indicus Eichh.
indicus Stebb.
intermedius Ferr.
jalappae Letzn.
laricis Nijs.
latus Egg.
longifolia Stebb.
major Stebb.
malus Nijs.
mandshuricus Egg.
miles Lec.
morinda Stebb.
numidicus Eichh.
piceae Ratzb.
pruni Egg.
pubescens Hopk.
redikorzevi Berg.
rhussi Nijs.
rubentis Hopk.
scabricollis Eichh.
saltuarius Weise
scopiger Berger
striatulus Mannh.
strohmeyeri Stebb.
subconcentralis Hopk.
tectonae Stebb.
tiliae Panz.
wapleri Eichh.
Cryptarthrum
walkeri Bldfd.
Cryptocleptes
dislocatus Blackm.
Crypturgus
alutaceus Schwarz
atomus Lec.
barbeyi Strohm.
borealis Sw.
cedri Eichh.
concolor Woll.
cinereus Herbst
cribrellus Rttr.
danicus Egg.
hispidulus Thoms.
gaunersdorferi Rttr.
maulei Roub.
minimus Stebb.
numidicus Ferr.
pusillus Gyll.
tuberosus Nijs.
Ctonoxylon
amanicum Haged.
Dacryphalus
obesus Hopk
Dacryostactus
kolbei Schauf.
Dactylipalpus
transversus Chap.
Dactylotrypes
draconis Enderl.
uyttenboogaarti Egg.
Dendroctonus
approximatus Dietz
arizonicus Hopk.
barberi Hopk.
borealis Hopk
brevicomis Lec.
convexifrons Hopk.
engelmanni Hopk.
frontalis Zimm.
jeffreyi Hopk.
mexicanus Hopk
micans Kugel,
monticolae Hopk.
murrayanae Hopk.
obesus Mannh.
parallelocollis Chap.
piceaperda Hopk.
ponderosae Hopk.
pseudotsugae Hopk.
punctatus Lac.
rufipennis Kirby
simplex Lec.

terebrans Ol.
valens Lec.
Dendrosinus
bourreriae Schw.
Diamerus
ater Haged.
curvifer Walk.
fici Bldfd.
naganus Beeson
variegatus Beeson
Dolurgus
pumilus Mannh.
Dryocoetes
abietis Hopk.
aceris Lindem.
affaber Mannh.
alni Georg
americanus Hopk.
autographus Ratzb.
baicalicus Rttr.
betulae Hopk.
budkowi Schew.
caryi Hopk
coffeae Egg.
confusus Sw.
coryli Perr.
grangeri Peyerimh.
granicollis Lec.
hectographus Rttr.
indicus Stebb.
liquidambaris Hopk.
plceae Hopk.
pini Nijs.
pseudotsugae Sw.
minor Egg.
septentrionis Mannh.
striatus Egg.
ussuriensis Egg.
villosus Fabr.
Eccoptogaster
aequipunctatus Nijs.
agnatus Bldfd.
amygdali Guér.
aratus Bldfd.
balcanicus Egg.
carpini Ratzb.
chikisanii Nijs.
claviger Bldfd.
confusus Egg.
curviventralis Nijs.
ecksteini But.
eichhoffi Rttr.
ensifer Eichh.
esuriens Bldfd.
fagi Walsh.
fasciatus Rttr.
frontalis Bldfd.
fuchsi Rttr.
granulifer Rttr.
intricatus Ratzb.
jacobsoni Spess.
japonicus Chap.
kirschi Skal.
laevis Chap.
loevendali Egg.
königi Leb.
major Stebb.
mali Bechst.
mediterraneus Egg.
monticolae Sw.
morawitzi Sem.
multistriatus Marsh.
muticus Say
numidicus Bris.
orientalis Egg.
piceae Sw.
praeceps Lec
pygmaeus Fabr.
quadrispinosus Say
ratzeburgi Jans.
rugulosus Ratzb.
scolytus Fabr.
semenovi Spess.
seulensis Mur.
subscaber Lec.
tauricus Egg.
tsugae Sw.
triarmatus Egg.
trispinosus Strohm.
unispinosus Lec.
ventralis Lec.
ventrosus Wchew.
zaitzevi But.
Eidophelus
imitans Eichh.
Erineophilus
schwarzi Hopk.
Erineosinus
squammosus Blackm.
Ernoporicus
spessivtsevi Berg.
Ernoporus
acanthopanaxi Nijs.
caucasicus Lind.
corpulentus Samps.
fraxini Berger
fagi Fabr.
schreineri Eichh.
Eurydactylus
sexspinosus Motsch.
Euwallacea
streblicola Hopk.
Gnathotrichus
asperulus Lec.
materiarius Fitch.
nitidifrons Hopk.
retusus Lec.
sulcatus Lec.
Hapalogenius
globosus Haged.
Hylastes
angustatus Herbst
angusticollis Egg.
ater Payk.
attenuatus Er.
batnensis Bris.
croaticus Fuchs
cunicularius Er.
linearis Er.
macer Lec.
nigrinus Mannh.
opacus Er.
parallelus Chap.
porculus Er.
rotundicollis Rttr.
ruber Sw.
tenuis Eichh.
Hylastinus
fankhauseri Rttr.
tiliae Sem.
trifolii Müll.
Hyledius
sp.
Hylesinus
botschavnikovi St.
cholodkowskyi Berg
cingulatus Bldfd.
costatus Bldfd.
crenatus Fabr.
despectus Walk.
elatus Nijs.
fraxini Panz.
fraxinoides Beeson
javanus Egg.
macmahoni Stebb.
laticollis Bldfd.
mandshuricus Egg.
nobilis Bldfd.
oleiperda Fabr.
philippinensis Egg.
tristis Bldfd.
Hylocurus
bicornus Blackm.
biorbis Blackm.
harnedi Blackm.
langstoni Blackm.
parkinsoniae Blackm.
rudis Lec.
spadix Blackm.
Hylurgopinus
rufipes Eichh.
Hylurgops
bonvouloiri Chap.
decumanus Er.
glabratus Zett.
interstitialis Chap.
lecontei Sw.
palliatus Gyll.
pinifex Fitch
porosus Lec.
rugipennis Mannh.
spessiwzeffi Egg.
subcostulatus Mannh.
Hylurgus
ligniperda Fabr.
longulus Kolen.
micklitzi Wachtl.
Hyorrhynchus
lewisi Bldfd.
Hypoborus
fici Er.
Hypocryphalus
mangiferae Stebb.
obscurus Hopk.
rotundus Hopk.
striatus Hopk.
Hypothenemus
asiminae Hopk.
atomus Hopk.
bicolor Egg.
ceibae Hopk.
chamaecipariae Nijs
dipterocarpi Hopk.
dolichocola Hopk.
eruditus Westw.
flavosquamosus Hopk.
hamamelidis Hopk.
impressifrons Hopk.
juglandis Blackm.
lezhavai Pjatn.
mali Hopk.
marylandicae Hopk.
myristicae Hopk.
nigricollis Hopk.
nigripennis Hopk.
oblongus Nijs.
parvus Hopk.
pruni Hopk.
punctifrons Hopk.
punctipennis Hopk.
pusillus Egg.
robiniae Hopk.
robustus Blackm.
rufopalliatus Hopk.
rumseyi Hopk.
sacchari Hopk.
sapporoensis Nijs.
sparsus Hopk.
tenuis Hopk.
toxicodendri Hopk.
tritici Hopk.
tuberculosus Haged.
webbi Hopk.
Hypothenoides
parvus Hopk.
Ips
acuminatus Gyll.
amitinus Eichh.
angulatus Eichh.
avulsus Eichh.
borealis Sw.
caelatus Eichh.
calligraphus Germ.

cembrae Heer
chagnoni Sw.
chamberlini Sw.
concinnus Mannh.
confusus Lec.
curvidens Germ.
dubius Sw.
duplicatus Sahlb.
emarginatus Lec.
engelmanni Sw.
erosus Woll.
grandicollis Eichh.
hauseri Rttr.
hudsonicus Lec.
integer Eichh.
interpunctus Eichh.
interruptus Mannh.
japonicus Nijs.
laricis Fabr.
latidens Lec.
longicollis Gyll.
longidens Sw.
longifolia Stebb.
mannsfeldi Wachtl.
oregonis Eichh.
perroti Sw.
perturbatus Eichh.
pini Say
plastographus Lec.
ponderosae Sw.
proximus Eichh.
radiatae Hopk.
sexdentatus Boern.
subelongatus Motsch.
suturalis Gyll.
tridens Mannh.
typographus L.
vancouveri Sw.
yohoensis Sw.

Kissophagus
crinellus Wichm.
hederae Schmidt
novaki Rttr.
nüsslini Rttr.
tiliae Nijs.

Leperisinus
aculeatus Say
cinereus Sw.
criddlei Sw.
californicus Sw.
eos Spess.

Lepicerus
aspericollis Eichh.

Liparthrum
andresi Egg.
albidum Wichm.
arnoldi Sem.
artemisiae Woll.
bartschi Mühl.
bicaudatum Woll.
ciliatum Egg.
colchicum Sem.
corsicum Eichh.
cytisi Egg.
genistae Aubé
georgei Knotek
inarmatum Woll.
lowei Woll.
mori Aubé

Loganius
fici Schwarz
vismiae Egg.

Margadillius
confusus Hopk.
erythrinae Hopk.
margadilaonis Hopk.
minutus Hopk.

Metacorthylus
affinis Pint.

Micracis
asperatus Lec.
bicornus Blackm.
cubensis Blackm.
harnedi Blackm.
hirtellus Lec
langstoni Blackm.
lignator Blackm.
meridianus Blackm.
populi Sw.
rudis Lec.
suturalis Lec.
swainei Blackm.

Micracisella
nanula Lec.
opacicollis Lec.

Myeloborus
amplus Blackm.
boycei Sw.
catulus Blackm.
fivazi Blackm.
iniquus Blackm.
keeni Blackm.
pinguis Blackm.
ramiperda Sw.

Myelophilus
corsicus Egg.
khasianus Beeson
pilifer Spess.
piniperda L.

Neodryocoetes
hymenaeae Egg.

Orthtomicus
caelatus Eichh.
golovjankoi Pjatn.
lasiocarpi Sw.
ornatus Sw.
starki Spess.
vicinus Lec.

Ozopemon
cylindricus Egg.
dipterocarpi Hopk.
hewetti Stebb.
parinarii Hopk.

Pagiocerus
frontalis Fabr.
zeae Egg.

Pelicerus
sp.

Phloeophthorus
asiaticus Pjatn.
brevicollis Kolen.
cristatus Fauv.
latus Wichm.
muricatus Egg.
rhododactylus Marsh.
vinogradovi Sem.

Phloeosinus
aubei Perr.
antennatus Sw.
baumanni Hopk.
canadensis Sw.
cedri Bris.
cribratus Bldfd.
cristatus Lec.
cupressi Hopk.
dentatus Say
enixus Blackm.
fulgens Sw.
henschi Rttr.
hoppingi Sw.
jubatus Samps.
juniperi Sw.
lewisi Bldfd.
minutus Sw.
perlatus Chap.
piceae Sw.
pini Sw.
prostatus Peyer.
punctatus Lec.
rubicundulus Sw.
rudis Bldfd.
rugosus Sw.
schumensis Egg.
scopulorum Sw.
sequoiae Hopk.
serrifer Wichm.
tacubayae Hopk.
thujae Perr.
transcaspicus Sem.
turkestanicus Sem.
vandykei Sw.
variolosus Bruck

Phloeotribus
caucasicus Rttr.
liminaris Harris
scarabaeoides Bern
setulosus Eichh.
oleiphilus Guerc.

Phthorophloeus
dentifrons Blackm
frontalis Oliv.
mississippiensis Blackm.
piceae Sw.
spinulosus Rey

Piperius
pini Hopk.

Pityoborus
comatus Zimm.

Pityogenes
austriacus Wachtl
balsameus Lec.
bidentatus Herbst
bistridentatus Eichh.
carinulatus Lec.
chalcographus L.
fossifrons Lec.
herbellae Strohm.
hopkinsi Sw.
knechtili Sw.
irkutensis Egg.
lipperti Henschel
monacensis Fuchs
obtusus Egg.
perfossus Beeson
plagiatus Lec.
porifrons Egg.
quadridens Hart.
saalasi Egg.
scitus Bldfd.
seirindensis Mur.
spessivtsevi Leb.
meridianus Blackm

Pityokteines
elegans Sw.
jasperi Sw.
minutus Sw.
sparsus Lec.
spinidens Reitt
vorontzowi Jacobs.

Pityophilus
barbatus Blackm.

Pityophthorus
abietis Blackm.
absonus Blackm.
acutus Blackm.
agnatus Blackm.
anceps Blackm.
angustus Blackm.
annectens Lec.
aquilus Blackm.
artifex Blackm.
balsameus Blackm.
barberi Blackm.
basetti Blackm.
bellus Blackm.
biovalis Blackm.
blandus Blackm.
borealis Sw.
brevis Blackm.
briscoei Blackm.
burkei Blackm.
buyssoni Rttr.
caelator Blackm.
cariniceps Lec.
carmeli Sw.
carniolicus Wichm.

cascoensis Blackm.
citus Blackm.
clarus Blackm.
cognatus Blackm.
comosus Blackm.
comptus Blackm.
concavus Blackm.
concentralis Eichh.
confertus Sw.
confinis Lec.
congonus Egg.
consimilis Lec.
crassus Blackm.
crinalis Blackm.
culteri Sw.
delectus Lec.
demissus Blackm.
dentifrons Blackm.
deodarae Stebb.
depygis Blackm.
digestus Lec.
durus Blackm.
electus Blackm.
elongatus Sw.
exiguus Blackm.
fortis Blackm.
fuscus Blackm.
glabratus Eichh.
gracilis Sw.
grandis Blackm.
granulatus Sw.
henscheli Seitner
hopkinsi Blackm.
idoneus Blackm.
immanis Blackm.
infulatus Blackm.
ingens Blackm.
inquietus Blackm.
intextus Sw.
jeffreyi Blackm.
jucundus Bldfd.
juglandis Blackm.
kenti Blackm.
kirgisicus Pjatn.
lateralis Sw.
lautus Eichh.
lichtensteini Ratzb.
liquidambaris Blackm.
mexicanus Blackm.
micrographus L.
mollis Blackm.
monophyllae Blackm.
morosovi Speß.
mundus Blackm.
murrayanae Blackm.
natalis Blackm.
navus Blackm.
nitidulus Mannh.
nitidus Sw.
novellus Blackm.
nudus Sw.
occientalis Blackm.
opaculus Lec.
opimus Blackm.
ornatus Blackm.
parphentjevi Pjatn.
pilifer Schedl
passetti Blackm.
patchi Blackm.
ponderosae Blackm.
pseudotsugae Sw.
puberulus Lec.
pubescens Marsh.
pubipennis Lec.
pulchellus Eichh.
pulicarius Zimm.
pullus Zimm.
puncticollis Lec.
ramiperda Sw.
rhois Sw.
rossicus Egg.
scalptor Blackm.
schrenkianus Pjatn.
schwarzi Blackm.
scriptor Blackm.
segnis Blackm.
serratus Sw.
setosus Blackm.
shepardi Blackm.
smithi Schedl
socius Blackm.
solers Blackm.
tenuis Sw.
tonsus Blackm.
träghardi Spess.
tuberculatus Eichh.
venustus Blackm.
virilis Blackm.

Poecilips
congonus Egg.
cylindricus Egg.
grandis Egg.
rotundicollis Egg.
sannio Schauf.
sierraleonensis Egg.

Polygraphus
aterrimus Strohm.
burmanicus Beeson
gracilis Nijs.
grandiclava Thoms.
hoppingi Sw.
jezoensis Nijs.
longifolia Stebb.
major Stebb.
minor Stebb.
miser Bldfd.
nigrielytris Nijs.
oblongus Bldfd.
poligraphus L.
proximus Bldfd.
punctifrons Thoms.
rufipennis Kirby
setosus Beeson
ssiori Nijs.
subopacus Thoms.
trenchi Stebb.

Procryphalus
aceris Hopk.
populi Hopk.
salicis Hopk.

Pseudocryphalus
brittaini Sw.
criddlei Sw.

Pseudohylesinus
grandis Sw.
granulatus Lec.
nebulosus Lec.
nobilis Sw.
sericeus Sw.
sitchensis Sw.
tsugae Sw.

Pseudothamnurgus
scrutator Pand.

Pseudothysanoes
barberi Blackm.
gambetti Blackm.
hopkinsi Blackm.
lecontei Blackm.
rhododondri Blackm.
rigidus Lec.
sedulus Blackm.

Pseudopithyophthorus
gracilis Blackm.
minutissimus Zimm.
pruinosus Eichh.

Pteleobius
kraatzi Eichh.
scutulatus Bldfd.
vittatus Fabr.

Pterocyclon
dentigerum Lec.
dimidiatum Haged.
fasciatum Say
mali Fitch
scutellare Lec.

Ptilopodius
stephegynis Hopk.
ramosus Beeson

Rhopalopselion
atrum Egg.

Scierus
annectens Lec.
pubescens Sw.

Sinophloeus
porteri Bréth

Spermatoplex
rhizophorae Hopk.

Sphaerotrypes
coimbatorensis Stebb.
globulus Bldfd.
quadrituberculatus Samp.
pila Bldfd.
siwalikensis Stebb.
tectus Samp.

Spongocerus
daimio Bldfd
darjeelingi Stebb.
kunala Strohm.
nitidus Egg.
pubescens Haged.
shogun Bldfd.
tycon Bldfd.

Stephanoderes
anogeissi Beeson
approximatus Hopk.
areccae Horn
ater Egg.
aulmanni Haged.
bananensis Egg.
biseriatus Egg
brunneicollis Hopk
cassiae Eichh.
chapuisii Eichh.
coffeae Haged.
congonus Haged.
dissimilis Zimm.
ehlersi Eichh
erectus Lec.
evonymi Hopk.
fallax C. Lim.
ficus Hopk.
germari Eichh.
gossypii Hopk.
guatemalensis Hopk.
hampei Ferr
heterolepis C. Lim.
heveae Haged.
hispidulus Lec.
interpunctus Hopk.
intersetosus Egg.
interstitialis Hopk.
javanus Egg.
largipennis Tol Piz.
lecontei Hopk.
moschatae Schauf.
obscurus Fabr.
perhispidus Egg.
perkinsi Hopk.
pini Hopk.
plumeriae Hopk.
psidii Hopk.
quadridentatus Hopk.
quercus Hopk.
rotundicollis Eichh.
salicis Eichh.
seriatus Eichh.
sterculiae Hopk.
tamarindi Hopk.
texanus Hopk.
theobromae Egg.
virentis Hopk.

Stephanorhopalus
noludori Hopk.
Taeniocerus
brahma Bldfd.
hamatus Haged.
mikado Bldfd.
minimus Haged.
raja Bldfd.
Taphrorhychus
bicolor Herbst
bulmerinqui Kolen.
ceratoniae Peyer.
hirtellus Eichh.
lenkoranus Rttr.
siculus Egg.
villifrons Duf.
Theoborus
theobromae Hopk.
Terminalinus
dipterocarpi Hopk.
terminaliae Hopk.
Thamnurgides
nephelii Egg.
persicae Hopk.
Thamnurgus
brylinskii Rttr.
characiae Rosenh.
caucasicus Rttr.
delphinii Rosenh.
euphorbiae Küster
kaltenbachi Bach
lobeliae Egg.
pegani Egg.
petzi Rttr.
sardus Egg.
varipes Eichh.
Thysanoes
beschemiae Blackm.
fimbricornis Lec.
lobdelli Blackm.
xylophagus Blackm.
Trigonogenius
fallax Haged.
Trivotemnus
longicollis Peyer.
subrectus Woll.
Trogloditica
trahax Samps.
Trypodendron
betulae Sw.
bivittatum Kirby
borealis Sw.
cavifrons Mannh.
ponderosae Sw.
pubipennis Bldfd.
scabricollis Lec.
Trypophloeus
alni Lind.
asperatus Gyll.
corsicus Egg.
granulatus Ratzb.
grothii Haged.
nitidus Sw.
populi Hopk.
rybinskii Rttr.
salicis Hopk.
spiculatus Egg.
Webbia
dipterocarpi Hopk.
mediosectus Egg.
pabo Samp.
26 spinatus Samp.
30 spinatus Samp.
Xyleborus
abruptus Samp.
affinis Eichh.
africanus Egg.
alni Nijs.
ambasius Haged.
andamanensis Bldfd.
andrewesi Bldfd.
apicalis Bldfd.
aquilus Bldfd.
arbuti Hopk.
arquatus Samp.
asperatus Bldfd.
assamensis Egg.
atratus Eichh.
aulmanni Haged.
badius Eichh.
bidentatus Eichh.
brevidentatus Egg.
brevis Eichh.
camphorae Hagel.
canadensis Sw.
celsus Eichh.
chrysophylli Egg.
chinchonae Veen.
cofeicola Camp
coffeae Wurth
cognatus Bldfd.
compactus Eichh.
comptus Samp.
confusus Eichh.
corporaali Egg.
corpulentus Egg.
cristatus Haged.
cryptographus Ratzb.
dalbergiae Egg.
destruens Bldfd.
discolor Bldfd.
dryographus Ratzb.
ebriosus Nijs.
elegans Samp.
eurygraphus Ratzb.
exiguus Walk.
ficus Egg.
fitchi Hopk.
fornicatus Eichh.
fuscatus Eichh.
fraternus Bldfd.
germanus Bldfd.
granulipennis Egg.
gravidus Bldfd.
haberkorni Egg.
hagedorni Igl.
hagedorni Stebb.
iheringi Igl.
immaturus Blackb.
improbus Samp.
incurvus Egg.
inermis Eichh.
interjectus Bldfd.
intextus Beeson
kraunhiae Nijs.
laevis Egg.
lantanae Egg.
lewisi Bldfd.
libocedri Sw.
lineatus Egg.
machili Nijs.
major Stebb.
malloti Egg.
mancus Bldfd.
mauiensis Perkins
mesuae Egg.
minutissimus Egg.
molokaiensis Perk.
monographus Fabr.
montanus Nijs.
morigerus Bldfd.
morivorella Nijs.
morstatti Haged.
mucronatulus Egg.
mus Egg.
mussooriensis Egg.
mutilatus Bldfd.
nepos Egg.
nitidulus Egg.
noxius Samp.
nyssae Hopk.
octiesdentatus Mur.
ovalicollis Egg.
pecanis Hopk.
perforans Woll.
perparvus Samp.
pfeili Ratzb.
pinicola Egg.
praevius Bldfd.
principalis Eichh.
pseudocomans Egg.
pubescens Zimm.
pumilus Egg.
quercus Hopk.
recidens Samp.
resecans Egg.
retusus Eichh.
riehli Eichh.
rizini Egg.
rudis Egg.
rubricollis Eichh.
schaufussi Bldfd.
scopulorum Hopk.
seiryorensis Murr.
semigranosus Bldfd.
semiopacus Eichh.
septentrionalis Nijs.
seriatus Bldfd.
sibsagaricus Egg.
sordicauda Motsch.
sordicaudulus peguensis Egg.
spathipennis Eichh.
subgranulatus Egg.
subnepotulus Egg.
submarginatus Bldfd.
subsulcatus Egg.
subtuberculatus Egg.
sulcatus Egg.
torquatus Eichh.
tristis Egg.
tropicus Haged.
truncatus Er.
tsugae Sw.
turbineus Samp.
undulatus Samp.
ursulus Egg.
validus Eichh.
velatus Samp.
xylographus Say.
Xylechinus
bergeri Spess.
pilosus Knoch
Xylocleptes
anonae Hopk.
bispinus Duft.
cucurbitae Lec.
decipiens Lec.
knausi Hopk.
punctatus Hopk.
venturia Hopk.
Xyloctonus
scolytoides Eichh.
Xyloterinus
politus Say
Xyloterus
aceris Nijs.
domesticus L.
intermedius Samp.
retusus Lec.
signatus Fabr.
lineatus Ol.

Standpflanzenverzeichnis.

Abies
amabilis Forb.
balsamea Mill.
cephalonica Loud.
concolor L. & G.
firma S. & Z.
fraseri Lindl.
grandis Lindl.
halophylla Max.
lasiocarpa Nutt.
magnifica Murr.
nephrolepis Max.
nobilis Lindl.
nordmanniana Spach
numidica Lann.
pectinata Lam.
pindrow Royle
pinsapo Boiss.
sibirica Ledeb.
sachalinensis Mast.
webbiana Lindl.
Acacia
arabica Willd.
decurrens Willd.
pennata Willd.
pinnata Link.
Acalypha sp.
Acanthocephalus
cadamba
Acanthopanax
rizinifolium S. & Z.
Acer
campestre L.
caesium Wall.
mandshuricum Max.
mono Max.
pictum Thunbg.
platanoides L.
palmatum Thunbg.
pseudoplatanum L.
rubrum L.
obtusatum W. & K.
saccharum Marsh.
Aconitum
stoerkianum Reich.
Adina
codifolia Hook f.
Aesculus
hippocastanum L.
Afzelia
africana Sm.
bijuga A. Gray
Ailanthus sp
Albizzia
lebbek Bth.
moluccana Micq.
odoratissima Benth.
stipulata Boiv.
Alnus
fruticosa Rupr.
glutinosa Gaertn.
incana DC.
japonica S. & Z.
nepalensis Don.
nitida Endl.
oregona Nutt.
rhombifolia Nutt.
tinctoria Sarg.
viridis Lam. & DC.
Amelanchier
ovalis Medicus
pumila Mill.
Amygdalus
communis L.
Anagyris
foetida L.
Anogeissus
latifolia Wall.
acuminata Wall.
Anona
cherifolia Mill.
glabra L.
squamosa L.
Anonidium
mannii Engl.
Arbutus
menziesii Parsh.
Archontophoenix
cunnighamiana W. & Dr.
Areca
catechu L.
Artemisia
argentea Hérit.
Artobotrys sp.
Arthocarpus
chaplasa Roxb.
integrifolia Fonst.
lakoocha Roxb.
Asimia
triloba Dun.
Bailonella
toxisperma Pierre
Bauhinia
purpurea L.
variegata L.
Benzoin
thunbergi S. & Z.
Berberis sp.
Berchemia
scandens Trel.
Betonica
officinalis L.
Betula
lutea Michx.
occidentalis Hook.
pubescens Ehrh.
verrucosa Ehrh.
Bombax
insigne Wall.
malabaricum DC.
Boswellia
serrata Roxb.
Bourreria
havanensis Mill.
Bridelia
retusa Spreng.
Broussonetia
papyrifera Vent.
Buchanania
latifolia Roxb.
Bupleurum
fruticosum L.
Butea
frondosa Roxb.
Caesalpinia sp.
Calesium
grande O. Ktze.
Calycotome
spinosa Lam.
Canarium
euphyllum Kurz.
Carpinus
betulus L.
caroliniana Walt.
cordata Blume
laxiflora Blume
orientalis Lam.
Cassia
medicinalis Bisch.
Cassine
glauca O. Ktze.
Castanea
dentata Borkh.
pubicornis Schroed.
vesca Gaertn.
Castilloa
elastica Roxb.
Cedrus
atlantica Manatti
deodara Loud.
libani Loud.
Ceiba sp.
Celtis
americana Mill.
mississippiensis Bosc.
occidentalis L.
Ceratonia
siliqua L.
Cercidiphyllum
japonicum S. & Z.
Cercidium
floridum Bnnth.
torreyanum Sarg.
Cercis
canadensis L.
Cereus
giganteus Engl.
Chamaecyparis
lawsoniana Murr.
obtusa S. u. Z.
Chamaerops
humilis L.
Cheirodendron sp.
Chrysophyllum
africanum A. DC.
roxburghii Don.
Cinchona sp.
Cinnamomum
camphora L.
cecidodaphne Meissn.
zeylanicum Breyn.
Citrus
aurantium L.
Clematis
orientalis vitalba L.
Cocos
australis Mart.
nucifera L.
plumosa Hook.
Coffea
arabica L.
arnoldiana de Wild.
aruwimiensis de Wild.
bukowensis
canephora Pierre
congoensis Froehn.
dewevrei de Wild. & Th.
dybowskyi Pierre
excelsa A. Cher.
hybrida
laurentii de Wild.
liberica Bull.
robusta Linden.
stenophylla G. Don.
Cola sp.
Colutea
arborescens L.
Coriaria sp.
Cornus
macrophylla Wall.
Coronilla
emerus L.
Corylus
avellana L.
Corynanthe sp.
Crataegus
oxyacantha L.
Crotalaria
anagyroides Kunth
usaramoensis EG. Baker
Cryptocaria sp.

Cryptomeria
japonica D. Don.
Cullenia
excelsa Wight.
Cupania sp.
Cupressus
macrocarpa Hartw.
pisifera Koch
sargentii Jepson
sempervirens L.
torulosa Don.
Cucurbita
foetidissima Kunth
perennis Gray.
Cydonia
vulgaris Willd.
Cytisus
alpinus Mill.
biflorus Hérit.
laburnum L.
nigricans L.
Dalbergia
assamica Benth.
cultrata R. Grah.
latifolia Roxb.
Daphnyphyllum
macropodum Micq.
Dendrobium
phalaenopsis Fitzg.
Delphinum
consolida L.
Desmodium sp.
Dillenia
pentagyna Roxb.
Diospyros
ebenum Koen.
melanoxylon Roxb.
oocarpa Thwait.
virginiana L.
Dipterocarpus
alatus Roxb.
grandiflorus Blco.
pilosus Roxb.
palosapis Blco.
tuberculatus Roxb.
turbinatus Gaertn.
Dolichandrone
stipulata Benth & Hook.
Dolichos
lablab L.
Dracaena
draco L.
Drimycarpus
racemosus Hook.
Ehretia
acuminata R. Br.
Elaeagnus sp.
Elais
guineensis L.
Elattaria
cardamomum W. & M.
major Sm.
Erythrina
indica L.
lithosperma Blume
Erythrophloeum
guineense G. Don.
Erythroxylum
coca Lam.
Eucalyptus
globulus Labill
robusta Sm.
Eugenia
dalbergioides
jambolana Lam.
Euphorbia
amygdaloides L.
balsamifera Ait.
baumeriana Coss. & H.
canariensis L.
characias L.
dendroides L.
echinus Coss. Hook.
gerardiana Jacq.
handiensis Bh.
mellifera Ait.
piscatoria Ait.
regis jubae Webb.
resinifera Berg.
turkeyana Steud.
wulfenii Hoppe
Eurya
japonica Thunbg.
Eusideroxylon
Zwageri Teijm. & B.
Evonymus
atropurperea Jacq.
Excoecaria
agallocha L.
Fagara
clava-herculis Small
Fagus
japonica Max.
macrophylla Koidz.
silvatica L.
americana Sweet.
Ficus
asperrima Roxb.
bengalensis L.
benguetensis Merill
caria L
elastica Roxb.
infectoria Roxb.
preussi Warb.
religiosa L.
rumphii Blume
Fraxinus
americana L.
dimorpha Coss.
excelsior L.
longicuspis S. & Z.
mandshurica Rupr.
ornus L.
oxyphylla Marsh.
rhynchophylla Panz
Gaylussacia
resinosa Torr. & Grey
Genipa
merianae Rich.
Genista
horrida DC.
numidica Pom.
Gleditschia
tricanthos L.
Gluta
travancorica Bedd.
Gmelina
arborea L.
Gossypium sp.
Grevillea sp.
Gynerium
argenteum Nees.
Hamamelis
virginiana L.
Hardwickia
pinnata Roxb.
Hedera
colchica C. Koch
helix L.
Heritiera
fomes Buch.
Hevea
brasiliensis Müll.-Arg.
Hibiscus
syriacus L.
tiliaceus L.
Hicoria
pecan Britt.
Hopea
parviflora Bedd.
Hymenaea Courbaril
Hymenodictyon
excelsum Wall.
Hyphaene
crinata Gaertn.
guineensis L.
Hypophorbe sp.
Ilex
dipyrena Wall.
Illipe
latifolia Engl.
Ipomea
purga Hayne
turpethum R. Br.
Isonandra
polyantha Kurz
Ixora
parviflora Vahl.
Juglans
cinerea L.
mandshurica Max.
nigra L.
regia L.
rupestris Engelm.
sieboldiana Max.
Juniperus
chinensis L.
communis L.
depressa Pursh.
excelsa Bieb
foetidissima Willd.
macrocarpa Sibth.
microcarpa
occidentalis Hook.
oxycedrus L.
pachyphloea Torr.
phoenica L.
procera Hochst
pseudosabina Fisch.
sabina L.
scopulorum Sarg.
virginiana L.
Khaya
senegalensis Juss.
Klainedoxa
gabonensis Pierre
Kydia
calycina Roxb.
Lagerstroemia
flos-reginae Retz.
lanceolata Wall.
parviflora Roxb.
Lamium
album L.
Lantana
aculeata L.
Larix
americana Michx.
dahurica Turcz.
europaea Lam. & DC.
lariciana Koch
leptolepis Gord.
occidentalis Nutt.
polonica Rac.
sibirica Ledeb.
Laurus
camphora Thunbg.
nobilis L.
Leucaena
glauca Benth.
Libocedrus
decurrens Torrey
Ligustrum
vulgare L.
Limonia
silvestre
Lindera
aestivalis Nees.

Liquidambar
styraciflua L.
Liriodendron
tulipifera L.
Litsea
chinensis Lam.
polyantha Juss.
Livistona
chinensis Mart.
Lobelia
deckeni Hensley
Lonicera sp.
Machilus
japonica S. & Z.
odoratissima Nees.
Maclura
pomifera Robins.
Macrolobium
dewevrei Willd.
Magnolia
foetida Sarg.
glauca L.
stellata Max.
Mallotus
albus Müll.-Arg.
philippinensis Müll.-Arg.
Malus
angustifolius Michx.
malus Britt.
rotundifolia Pers.
Mangifera
indica L.
Manihot
glaziovii Müll.-Arg.
utilissima Pohl.
Melia
azedarach L.
Mespilus
germanica L.
Mesua
ferrea L.
Metopium
toxiferum K. & U.
Metroxylon sp.
Mimusops
littoralis Kurz.
Mitragyne
diversifolia Benth.
Morus
alba L.
rubra L.
Musa
basjoo Sieb.
Mgrica
californica Cham.
Myristica
andamanica Hook f.
fragrans Houtt.
longifolia Wall.
Nephelium sp.
Nidularium
fulgens Lemm.
Nipa
fructicans Wurmb.
Nyssa
aquatica Marsh.
silvatica Marsh.
Olax sp.
Olea
cuspidata Wall.
europaea L.
Ononis
natrix L.
Oreodoxa
regalis H. B. K.
Origanum
vulgare L.
Oryza
sativa L.
Ostrya
carpinifolia Scop.
virginiana Koch
Ouratea sp.
Pachylasma sp.
Paganum
harmala L.
Parinarium sp.
Parkinsonia sp.
Parthenium
argentatum Gray
Pentacme
suavis DC.
Pentadesma
butyraceum Don.
Periploca
graeca L.
Persea
borbonica Spreng.
gratissima Gaertn. f.
Persica
vulgaris Mill.
Phellodendron
amurense Rupr.
Phoebe
lanceolata Nees.
Phoenix
canariensis Hort.
dactyliperda L.
reclinata Jacq.
rupicola T. Anders
Phillyrea
latifolia L.
Phyllostachys
mitis Riv.
Phytelephas
macrocarpa R. & P.
Picea
ajanensis Fisch.
canadensis Mill.
engelmanni Engelm.
excelsa Lam.
glauca Vois.
glehnii Mast.
jezoensis Carr.
koraiensis Nak.
mariana Mill.
morinda Link.
obovata Ledeb.
omorica Willk.
orientalis Lk. & Carr.
pungens Engelm.
rubens Sarg.
rubra Link.
schrenkiana Fisch. & Meg.
sitchensis Bong.
Pinus
anzu Komar
apacheca Lemmon
arizonica Engelm.
austriaca Höss.
ayacahuite Ehrenb.
balfouriana Murr.
banksiana Lamb.
caribaea Mor.
cembra L.
chihuahuana Engelm.
contorta Loud.
coulteri D. Don.
densiflora S. & Z.
echinata Mill.
edulis Engelm.
excelsa Wall.
flexilis James
gerardiana Wallich
glabra Walt.
halepensis Mill.
inops Sz.
insularis Endl.
jeffreyi Balf.
khasya Royle
koraiensis S. & Z.
lambertiana Dougl.
laricio Poir.
lejophylla Sch. & D.
leucodermis Ant.
longifolia Roxb.
mariana du Roi
maritima Lam.
massoniana Lamb.
monophylla Torr. & Frem.
montana Mill.
monticolae Dougl.
muricata D. Don.
murrayana Balf.
nigricans Host.
palustris Mill.
pentaphylla Mayr.
peuce Grieseb.
pinaster Sol.
pinea L.
pithyusa Fox.
ponderosa Laws.
pumila Ball.
pumilio Willk.
radiata D. Don.
resinosa Sol.
rigida Mill.
sabiniana Dougl.
scopulorum Lemm.
serotina Michx.
silvestris L.
strobiformis Engelm.
strobus L.
taeda L.
taurica Hort.
teocotl Cham. & Schl.
thunbergi S. & Z.
torreyana Carr.
uncinata Willk.
virginiana Mill.
Pirus
aucuparia Gaertn.
communis L.
lanata Don.
malus L.
toringo Sieb.
Pistacia
atlantica Desf.
copallina L.
hirta Sudw.
integerrima Stew.
lentiscus L.
mutica Fisch & Meg.
terebinthus L.
vera L.
Pithecolobium
altissimum Oliv.
Platanus
acerifolium Willd.
occidentalis L.
Poincia
elata L.
Polyporus sp.
Populus
alba L.
grandidentata Michx.
heterophylla L.
nigra L.
pyramidalis Rouz.
tremula L.
tremuloides Michx.
Pritchardia
thurstoni Frdl. & Dr.
Prosopis
juliflora DC.
Prunus
angustifolia Marsh.
armeniaca L.
avium L.
cerasus L.
domestica L.
insititia L.
mahaleb L.

mume S. & Z.
padus L.
persica Zucc.
pseudocereasus Lindl.
serotina Ehrh.
spinosa L.
triloba Roxb.
virginiana L.
yedoensis Mats.
Pseudotsuga
macrocarpa Torr.
taxifolia (Lam.) Br.
Psidium sp.
Psychotria sp.
Pterocarpus
dalbergioides Roxb.
marsupium Roxb.
Pterospermum
atrifolium W.
Ptychosperma sp.
Pycnanthus
kombo Warb.
Quercus
acutissima Carr.
afares Pom.
agrifolia Née.
alba L.
aliena Blume
castaneifolia Meg.
cerris L.
dilata Lindl.
grosseserrata Blume
incana Roxb.
lamellosa Sm.
marylandica Muench
nigra L.
pedunculata Ehrh.
phellos L.
primus L.
rubra L.
semecarpifolia Sm.
sessiliflora Sm.
suber L.
texana Buchl.
virginiana Mill.
Rhamnus
alaternus L.
cathartica L.
frangula L.
Rhizophora
mangle L.
Rhododendron
flavescens
Rhus
integrifolia Engl.
metopium L.
toxicodendron L.
triloba Nutt.
vermis L.
Ricinus
communis L.
Robinia
pseudacaia L.
Rollinia
octopetala DC.
Rosa
canina L.
Sabal sp.
Saccharum
officinarum L.
Salix
californica Bebb.
fragilis L.
lasiolepis Benth.
nigra Marsh.
tetrasperma Roxb.
umbellaria
Sambucus
nigra L.
Santalum sp.
Sarcocephalus
cordatus Micq.
Sarothamnus
scoparius Wimm.
Sassafras
sassafras Harst.
Schlerchera
trijuga Willd.
Sclerosperma
manni W.
Seaforthia sp.
Sequoia
gigantea DC.
sempervirens Endl.
Shorea
assamica Dyer.
robusta Gaertn.
talura Roxb.
Sindora
siamensis Teysm.
Smilax sp.
Sonneratia
apetala Buch-Ham.
Sorbus
aria L.
aucuparia L
Sorghum
saccharatum Pers.
Spartium
junceum L.
Spondias
mangifera Willd.
Stachys
silvatica L.
Staudtia
gabonensis Warb.
Sterculia
alata Roxb.
campanulata Wall.
ornata Wall.
villosa Roxb.
Streblus sp.
Styrax
japonicum S. & Z.
Swietenia
macrophyllum King.
mahagoni L.
Syringa
persica L.
vulgaris L.
Tamarindus
indica L.
Tamarix
octandra Bunge
Taxodium
distichum Rich.
Tectona
grandis L.
Tephrosia
vogelii Hook., f.
Terminalia
arjuna Wight & Arnh.
belerica Roxb.
bialata Steud.
chebula Retz.
edulis Blco.
mannii King.
procera Roxb.
tomentosa W. & A.
Teucrium
scorodonia L.
Thea
japonica Noiss.
sienensis L.
Theobroma
cacao L.
Thrinax
argentea Lodd.
parviflora Sow.
Thuja
occidentalis L.
orientalis L.
plicata Don.
Thujopsis
dolabrata S. & Z.
Tilia
americana L.
amurensis Kom.
cordata Mill.
grandifolia Ehrh.
rotundifolia Vent.
tomentosa Moench.
parvifolia Ehrh.
ulmifolia Scop.
Trifolium
hybridum L.
medium L.
pratense L.
Triticum sp.
Tsuga
canadensis Engelm.
heterophylla Raf.
mertensiana Bong.
Ulex
europaeus L.
Ulmus
campestris L.
effusa Willd.
fulva Michx
japonica Sarg.
lancifolia Roxb.
montana With.
wallichiana Planch.
Umbellularia
californica Nutt.
Urostigma sp.
Vallaris
heynei Spreng.
Vatica
lanceaefolia Bl.
Vigna
sienensis (L.) Endl
Viscum
album L.
Vismia
lauriformis Choisy
Vitex
peduncularis Wall.
Vitis
vinifera L
Washingtonia
filifera Wendl.
Wistaria
japonica Taub.
Xanthophyllum
clava-herculis L.
Xylia
dolabriformis Benth.
Zea
mays L.
Zelkowa
carpinifolia Dippel.
keaki Sieb.
serrata Mak.

Literatur.

Berger, B., u. Cholodkovsky, N., Über die Biologie und Anatomie der Gattung *Scolytoplatypus*. Rev. Russ. Ent. 1916, XVI, Nr. 1—2, S. 1—7, 7 Fig.

Beeson, C. F. C., Notes on some indian forest Beetles. Indian Forester 1915, S. 294—229.

— — The Food Plants of Indian Forest Insects; l. c. 1922, S. 494—500.

— — Platypodidae und Scolytidae in: Insects of Samoa 1929, Part. IV, Fasc. 4, S. 217—248. Ipidae S. 220—248, 13 Fig.

Blackman, M. W., The Genus *Pityophthorus* Eichh. in North America: A Revisional Study of the Pityophthori, with Descriptions of Two New Genera and Seventy one New Species. N. Y. State Coll. Forestry, Techn. Publ. Nr. 25, 1928, S. 1—159, 11 Taf.

— — Notes on Micracinae, with Descriptions of twelve New Species; l. c. S. 185 bis 208.

Bondar, C., Insects damninhos e molestias do coqueiro (Cocos nucifera) no Brazil. Bahia 1922. 113 S., 73 Fig.

von Butovitsch, V., Studien über die Morphologie und Systematik der paläarktischen Splintkäfer. Stett. Ent. Zeit. XC, 1929, S. 1—72, 8 Taf., 9 Textf. (Dissertation.)

de Campos Novaes, Um Broqueador do cafeeiro, *Xyleborus cofeicola* n. sp. Fam. Ipidae. Bol. Agric. 1922, XXIII, S. 67 ff.

Chamberlin, J., An annotated list of the Scolytid beetles of Oregon. Canad. Ent. 1917, IL, S. 321—328.

da Costa Lima, A. M., Sobre a broca do café *(Stephanoderes coffeae)* Hag. Chacaras e Quintaes 1924, XXX, nos. 4 u. 5, S. 316—319 u. 413—416, 1 Fig.

Eggers, H., Fünf neue Borkenkäfer. Entomol. Blätter 1908, IV, S. 214—217.

— — Beiträge zur Kenntnis der Borkenkäfer; l. c. 1911, VII, S. 73—76, 119—123.

— — Beiträge zur Kenntnis der Borkenkäfer III; l. c. 1912, VIII, S. 113.

— — Gleicher Titel IV; l. c. S. 203.

— — *Pityophthorus rossicus* n. sp.; l. c. 1915, XI, S. 13.

— — 60 neue Borkenkäfer (Ipidae) aus Afrika usw.; l. c. 1919, XV, S. 229 ff.

— — Vier weitere paläarktische Borkenkäfer. Deutsche Ent. Zeitschr. 1910, S. 557.

— — Neue Borkenkäfer (Ipidae) aus Afrika. Entomol. Blätter 1922, XVIII, S. 163.

— — Neue indomalayische Borkenkäfer (Ipidae). Ent. Meded. 1922, VII, Nr. 3, S. 129—220.

— — Kulturschädliche Borkenkäfer. Ent. Ber. 1922, Nr. 126, S. 84—88.

— — Ipidae aus Birma. Sbornik entom. odd. Praze 1924, III, S. 151—160.

— — Neue Borkenkäfer aus Afrika (Nachtrag III). Rev. zool. afr. 1927, XV, Teil 2, S. 172—199.

— — Seltene und neue paläarktische Borkenkäfer. VI. Entomol. Blätter 1927, XXIII, S. 120.

— — Zwei neue Borkenkäfer (Ipidae) von den Canarischen Inseln. Tijdschr. Ent. 1927, LXX, S. 37—40.

— — Ein neuer *Coccotrypes* (Ipidae Col.); l. c. 1928, LXXI, S. 117—118.

— — Ein neues *Liparthrum* (Ipidae Col.) von den Canarischen Inseln; l. c. S. 283 bis 285.

— — Fünf neue Borkenkäfer aus dem Osten. Entom. Nachrichtenbl. 1929, III, Nr. 1, S. 9—11.

— — Ipidae (Col.) da America do sul. Archivos do Instituto Biologico 1929, S. 83—99.

Eichhoff, W., Ratio, descriptio, emendatio eorum Tomicinorum etc. Brüssel 1879.

Fankhauser, F., Referat in: Schweizerische Zeitschrift für Forstwesen, 1908, S. 64.

Felt, E. P., 35th Report of the State Entomologist 1921. New York State Mus. Bull. Nr. 247—248, 1923, 129 Seiten, 3 Fig.

Formanek, R., Die in Böhmen und Mähren lebenden Borkenkäfer. Prag 1907.

Green, E. E., Shothole borers (Scolytidae and Bostrichidae). The Tropical Agriculturist 1912, XXXVIII, Nr. 1, S. 37—39.

Hagedorn, M., Diagnosen bisher unbeschriebener Borkenkäfer. Deutsche Ent. Zeitschr. 1908, S. 369.

— — Ipiden als Kaffeeschädlinge. Entomol. Blätter 1912, VIII, S. 33.

— — Borkenkäfer (Ipidae), welche in Kautschukbäumen leben. Rev. Zool. Afric. 1912, I, Nr. 3, S. 336—346, Taf. XVIII, 11 Textfig.

— — Neue Borkenkäfergattungen und Arten aus Afrika. Deutsche Ent. Zeitschrift 1912, S. 351—356, Taf. VI, 1 Textfig.

— — Borkenkäfer (Ipidae), welche tropische Nutzpflanzen beschädigen. Tropenpflanzer 1913, XVII, Nr. 1/2, 3, 4, 5, 29 Seiten, 19 Fig.

Hopkins, A. D., Catalogue of exhibits of insect enemies of forests and forest products at the Louisiana purchase exposition St. Louis, MO., 1904. U. S. Dep. Agric. Div. Ent. Bull. 1904, Nr. 48.

— — Notes on some Mexican Scolytidae, with descriptions of some new species. Proc. Ent. Soc. Washington 1905, VII, S. 71—82.

— — Contribution towards a monograph of the scolytid beetles. I. The Genus *Dendroctonus*. U. S. Dept. Agr. B. Ent. Techn. 1909, Serie 17, part. 1, XIII und 164 S., 95 Textfig.

— — Classification of the Cryphalinae, with descriptions of new genera and species. U. S. Dep. Agric. office of the seckretary Report 1915, Nr. 99, 75 Seiten, 4 Taf. mit 46 Fig.

— — A new genus of scolytoid beetles. Journ. Wash. Academy Sciences 1915, V, S. 429—433.

Hopping, R., Coniferous hosts of the Ipidae of the pacific coast and Rocky Mountain regions. Canad. Ent. 1922, LIV, Nr. 6, S. 128—134.

Iglesias, Fr., Ipidae brazileiros. Rev. Mus. Paulista 1903, IX, S. 128—133.

Kéler, S., Korniki (Ipidae) zbiorów Dzialu Entomologicznego Państwowego Instytutu Naukowego w Pulawach. Mem. Inst. nat. polon. Econ. rur. Pulawy 1922, III, pt. A, S. 269—276.

Lebedev, A., *Pityogenes spessivtsevi* n. sp. Entomol. Blätter 1926, XXII, S. 120.

Mackenzie, J. M. D., Report on Work done between 17th October 1921 and 31th March 1922 on the Beehole borer Investigation. Burma Forest Bull. 1923, Nr. 7, 14 Seiten.

Nijsima, J., Die Lebensweise einiger japanischer *Scolytoplatypus*-Arten. Zeitschr. wiss. Ins. Biol. 1907, III, S. 313—317.

— — Über japanische *Cryphalus*-Arten. Verh. zool. bot. Ges. Wien 1908, S. 89—92.

— — Die Scolytiden Hokkaidos unter Berücksichtigung ihrer Bedeutung für Forstschäden. Journ. Coll. Agric. Tohoku Univers. Sapporo 1909, III, Nr. 2, S. 109—177, Taf. 3—9.

— — On some Japanese species of the Scolytini. Journal of Sapporo Agric. Coll. 1905, Nr. 2, S. 67—74, Taf. 2.

— — Die Borkenkäfer Nord- und Mitteljapans. Trans. Sapporo Natur-Hist. Soc. 1910, III, S. 1—18.

— — Neue Borkenkäfer nebst Fraßpflanzen; l. c. 1913, V, S. 1—6.

Perkins, R. C. L., Fauna Hawaiiensis II, Cambridge 1913.

Petz, J., Zur Lebensweise von *Tamnurgus petzi* Rttr. Entomol. Blätter 1907, III, S. 102—103.

de Peyerimhoff, P., Notes sur la biologie de quelques coléoptères phytophages du Nord-Africain. 3. Serie. Ann. Soc. Ent. Fr. 1919, LXXXVIII (Ipidae S. 247—257).

— — Gleicher Titel. 4. Serie; l. c. 1926, XCV (Ipidae S. 385—388).

— — Nouveaux coléoptères du Nord-Africain. (Vingt-neuvième note: faune du Djurdjura). Bull. Soc. Ent. Fr. 1918, Nr. 19, S. 257—260.

— — Les coléoptères des euphorbes dans la Maroc méridional. Bull. Soc. Sc. Naturell. Maroc 1923, III, Nr. 3/4, S. 43—63.

— — Gleicher Titel; l. c. V, Nr. 1/2, S. 8—14, 1 Fig.

— — Les coléoptères des euphorbes dans le Maroc occidental; l. c. 1925, Nr. 4/5, S. 153—154, Taf. 26.

Sampson, F. W., Previously undescribed Scolytidae and Platypodidae from the India Area. Ann. Mag. Nat. Hist. 1923, XI, Nr. 63, S. 285—289.

Schouteden, H., Un scolyte parasite des noix de palmes. Rev. zool. afr. 1927, XIV, Pt. 3, S. 114—116.

Schweizer, J., Over het verschil in vatbaarheid voor boeboekaantasting bij koffie. Meded. Koffiebessenboeboekfonds 1924, Nr. 11, S. 287—314.

Spessivtseff, P., Zwei neue Arten von *Carphoborus* aus Ost-Rußland. Rev. Russ. Ent. 1916, Nr. 1/2, S. 364—367.

— — Zweiter Beitrag zur Kenntnis der Borkenkäferfauna Schwedens. Ent. Tidskr. 1923, XXXXIV, Nr. 3/4, S. 200—214.

— — Svensk Insektsfauna. Scolytidae. Uppsala 1925.

— — Ein neuer paläarktischer Fichtenborkenkäfer *Pityophthorus morosovi* n. sp. Ent. Tidskr. 1926, XLVII, Nr. 1, S. 48—50, 2 Fig.

— — Eine neue Borkenkäferart aus Rußland *(Orthotomicus starki)* n. sp.; l. c. S. 217—220.

Stebbing, E. P., Departmental notes of insects that affect forestry. Calcutta 1903—1906.

Strohmeyer, H., Ein neuer Borkenkäfer aus Sardinien. Ent. Bl. 1912, VIII, S. 57.

— — Die Fraßfigur von *Polygraphus grandiclava* Thoms.; l. c. 1910, S. 221—223.

— — Forstentomologische Studien im Pinsapo-Wald der Sierra de Ronda. Zeitschr. f. Pflanzenkr. 1930, XL, Nr. 1/2, S. 1—7.

— — Zwei neue Borkenkäfer aus Spanien. Ent. Bl. 1929, XXV, S. 181—182, 1 Taf.

Swaine, J. M., A New Species of *Polygraphus*. Canad. Ent. 1925, LVII, S. 51.

— — New Species of Ipidae; l. c. S. 192—197.

— — Catalogue of the described Scolytidae of America, North of Mexico. New York State Mus. Bull. 134, 1908 (1909), 24th. Rep. of the State Entomologist, S. 76—159, Taf. 3—17.

— — Canadian Bark-Beetles Part. II. A preliminary classification, with an account of the habits and Means of control. Dom. Cand. Dep. Agric. Entom. Branch Bull. 1918, Nr. 14 (Technical Bulletin), 143 S., 31 Taf.

Swezey, O. H., Palm Seed Scolytids in Hawaii. Proc. Hawaii Ent. Soc. 1928, VII, Nr. 1, S. 185—187.

de Toledo Piza junior S., Uma nova especie de Ipidio do genero *Stephanoderes*. Rev. Soc. Rur. Brasileira 1924, V, Nr. 53, S. 354—355, 2 Fig.

Trédl, R., Nahrungspflanzen und Verbreitungsgebiete der Borkenkäfer Eoropas. Ent. Bl. 1907, III, S. 1—4, 18—22, 37—42, 53—56, 69—72.

Trimble, F. M., Life history and Habits of two Pacific Coast Bark-Beetles. Ann. Soc. Amer. 1924, XVII, Nr. 4, S. 382—391, 8 Fig.

Ultée, A. J., Pests of Green Manure plants and Coffee in 1926. Meded. Proefst. Malang 1927, Nr. 62, S. 18—23.

Vanderyst, H., Les insectes parasites su l'Elaeis. Note concernant un parasite des Noyaux. Bull. Agric. Congo Belge 1923, XIV, Nr. 4, S. 614—619; 1924, XV, Nr. 1, S. 149—156.

Wichmann, H., Borkenkäfernotizen II. Ent. Bl. 1910, VI, S. 209—210.

— — Über die geographische Verbreitung der Ipiden (Col.). II. Die Ipidenfauna Niederösterreichs und des nördlichen Burgenlandes. Col. Rundschau 1927, XIII, S. 42—80.

— — Zur Kenntnis der Ipiden III. Ent. Bl. 1915, XI, S. 102.

— — Borkenkäfer Istriens; l. c. 1916, XII, S. 11.

v. Winning, E, Reifefraß von Rindenbrütenden Borkenkäfern (Ipiden) in Blättern. Anz. f. Schädlingsbek. 1930, VI, Nr. 4, S. 42—45, 5 Fig.

Wollaston, T. V., Insecta Maderensia. London 1854.

Referate.

Einzelreferate.

Die Forleule in Preußen im Jahre 1933. Wissenschaftliche Untersuchungen des zoologischen Institutes der Forstlichen Hochschule Hann.-Münden, anläßlich der Massenvermehrung der Forleule, *Panolis flammea* Schiff. in Preußen im Jahre 1933. Unter Mitwirkung von Behrndt, Göpfert, Leineweber, Röhrig, Schwerdtfeger, Umbach und Wellenstein, herausgegeben von **H. Eidmann.** (218 S., zahlreiche Abbildungen im Text.) Hannover, Verlag M. und H. Schaper, 1934. Preis RM 9,—.

Die Forschungen über die Biologie der Kieferneule, die vor mehreren Jahren anläßlich der mittelfränkischen und oberpfälzischen Kalamität unter Leitung des Münchener Institutes für angewandte Zoologie angestellt wurden und durch welche unsere Kenntnisse über die Epidemiologie des gefährlichen Kieferninsektes wesentlich gefördert wurden, haben im Jahre 1933, anläßlich der Massenvermehrung der Eule im Regierungsbezirk Potsdam eine sehr erfreuliche Fortsetzung und Erweiterung erfahren, und zwar unter Leitung des zoologischen Institutes der Forstlichen Hochschule Hann.-Münden. Es wurden von der Preuß. Landesforstverwaltung in großzügiger Weise reichliche Mittel zur Verfügung gestellt, so daß Eidmann, unter dessen Führung die Forschungsarbeit ausgeführt wurde, nicht weniger als 7 Mitarbeiter zur Verfügung standen. Und so konnten fast alle Fragen, die noch der weiteren Aufklärung bedurften, gleichzeitig in Angriff genommen werden.

Die reichhaltigen, interessanten und auch für die Praxis wichtigen Ergebnisse dieser planmäßigen Forschungs- und Versuchsarbeit werden in der vorliegenden Schrift ausführlich dargestellt. Es ist natürlich nicht möglich, auch nur oberflächlich hier auf Einzelheiten einzugehen, und so mag es genügen, wenigstens kurz die bearbeiteten Themata zu nennen: Im 1. Teil (Ökologie und Epidemiologie) werden behandelt: Verlauf und Ausdehnung der Eulengradation 1932—1933 (Schwerdtfeger), die Epidemiologie (Eidmann), Herdtheorie und Überflug (Eidmann), Phänologie (Schwerdtfeger), die Eiparasiten, vor allem *Trichogramma* (Eidmann und Wellenstein), die Tachine *Ernestia rudis* Fall. (Göpfert), Bestandesalter usw. und Eulenfraß (Schwerdtfeger). Im 2. Teil (Bekämpfung): Neuorganisation der Schädlingsbekämpfung in den Preuß. Staatsforsten (Röhrig), die Prognose (Schwerdtfeger), die biologische Bekämpfung durch *Trichogramma* (Wellenstein), Bekämpfung der Eule in den Preuß. Staats- und Privatforsten (Schwerdtfeger und Behrndt), ein neues Verfahren zur Auszeichnung der Bestäubungsquartiere (Leineweber) und endlich die Wirkungsweise der Kontaktgifte (Umbach).

Bei der großen Bedeutung, die die Forleule in ganz Mitteleuropa besitzt und der Wichtigkeit der behandelten Probleme, die zum Teil von allgemeinem, prinzipiellem Interesse sind, ist es sehr zu begrüßen, daß Eidmann die Arbeiten, die ursprünglich in den „Mitteilungen aus Forstwirtschaft und Forstwissenschaft" erschienen sind, in Buchform herausgegeben und so einem weiteren Kreis zugänglich gemacht hat. K. E.

Peterson, Alvan, A manual of entomological equipment and methods. I. Teil. Edwards Brothers, Inc. Ann. Arbor, Michigan, April 1934. (21 S., 138 ganzseitige Tafeln, 12 Tabellen und Index.) Dollar 3,75.

Das vorliegende Werk kann als erster Schritt zur Befriedigung eines Bedürfnisses gelten, welches unter den angewandten Entomologen schon lange fühlbar ward, nämlich der Zusammenfassung der in der angewandten Entomologie gebräuchlichen Instrumente, Geräte und Methoden. Dieses Unternehmen muß um so höher gewertet werden, als die zu bearbeitende Literatur endlos ist, ja praktisch mit dem Studium der Originalarbeiten auf dem Gebiete der angewandten Entomologie schlechtweg zusammenfällt. Bei der Durchsicht dieser Masse von Veröffentlichungen gelangte der Autor zu einer allgemeinen Kritik angewandt-entomologischer Arbeiten, welche ich ebenfalls schon mehrfach geübt habe,[1]) und welche mir wichtig genug erscheint, hier wiederholt zu werden. Ausgehend von der Voraussetzung, daß Versuchsergebnisse nur dann als wissenschaftlich einwandfrei gelten können, wenn die Methoden der Versuchsanstellung und die gebrauchte Apparatur derart beschrieben sind, daß eine Wiederholung des Versuchs durch einen anderen Forscher möglich ist, kommt er zu einem erschütternden Schluß. Nicht einmal 10% der gesichteten angewandt-entomologischen Literatur entspricht dieser Forderung. Beim vergleichenden Anlegen eines Maßstabes in bezug auf die Mitteilung der Versuchsmethoden und Geräte bei Arbeiten auf anderen Wissensgebieten, kann er den größten Teil entomologischer Veröffentlichungen nur als pseudowissenschaftlich bezeichnen.

Den Hauptgrund für diese Außerachtlassung einer der fundamentalsten Forderungen wissenschaftlicher Arbeiten sieht Peterson in einer gewissen Gedankenlosigkeit der betreffenden Forscher. Nachdem diese jahrelang mit ein und derselben Apparatur mit ein und derselben Methode gearbeitet haben, glauben sie annehmen zu können, daß die Leser ebenfalls mit ihrer Versuchsordnung vertraut sind. Diese Schlußfolgerung mag in vielen Fällen zutreffen, ist aber besonders im Deutschen Reich sicherlich von untergeordneter Bedeutung. Hier dürfte ein anderes Moment, nämlich die Weigerung vieler Verleger ausführliche Beschreibungen der Versuchstechnik in entomologischen Arbeiten aufzunehmen, eine größere Rolle spielen.

In die Behandlung einbezogen sind Apparate aller Teilarbeitsgebiete der angewandten Entomologie, wie Zuchtapparate (vom Insektarium bis zum Reagenzgläschen) für Insekten aller möglichen Habitate, Sammel- und Präpariergeräte, Bodenuntersuchungsapparate. Insektenfallen aller Art, Leimringe, Geräte zur Feststellung der Wirkung verschiedener Reize auf Insekten, meterologische Instrumente, Thermostaten, Parasitenzuchtgeräte und Apparate zur Prüfung von Insektiziden. Berücksichtigt wurde in erster Linie die angelsächsische Literatur. Die Massenleistung der USA. auf dem Gebiete der angewandten Entomologie tritt dadurch wieder deutlich hervor. In dem vorliegenden Band, welcher wohl mehr als Manuskript gedacht ist, wird von einer ausführlichen Beschreibung bezw. Wertung der einzelnen Apparate Abstand genommen. Gute Skizzen und die Literaturangaben ermöglichen dem Leser sich selbst ein Urteil zu bilden. Eingangs wird ausführlich auf die Abänderungen der Umweltfaktoren (physiographische) durch das Einzwingern aufmerksam gemacht. Einige Materialprüfungen weisen klar auf mögliche Fehlerquellen in der Beurteilung der Ergebnisse aus Käfigzuchten hin. Die weitere Entwicklung dieses Werkes, insbesondere das Erscheinen des zweiten Bandes, die Methoden angewandt-entomologischer Forschung, kann mit Recht mit Spannung erwartet werden. Schedl.

Appel, O., und **Zschokke, A.,** Taschenatlas der Krankheiten des Weinstockes. Mit 24 Farbendrucktafeln nach Originalen von August Dressel.

---

[1]) Verhandlungen der 9. Mitgliederversammlung der deutschen Gesellschaft für angewandte Entomologie. Erlangen 1933.

(Pareys Taschenatlanten Nr. 12.) Berlin, Verlag von Paul Parey, 1934. Preis geb. RM. 5,—.

Den bei den Praktikern so außerordentlich beliebten Pareyschen Taschenatlanten reiht sich der vorliegende Atlas (Nr. 12) über die Krankheiten des Weinstockes ebenbürtig an. Die Ausführung der Tafeln, die alle wichtigeren Schädlinge nebst den Schadbildern naturgetreu wiedergeben, ist über jedes Lob erhaben. Der Begleittext, der jeder Tafel beigegeben ist, schildert in kurzer verständlicher Form das Krankheitsbild nebst den Ursachen der Erkrankung und gibt die zweckmäßigsten Bekämpfungsmaßnahmen an. Da die Schädlingsbekämpfung eine ganz überragende Rolle im Weinbau spielt, wird das Erscheinen dieses Atlasses in den Winzerkreisen besonders begrüßt werden. Es gehört in die Hand jedes Winzers. K. E.

Maidl, Fr., Die Lebensgewohnheiten und Instinkte der staatenbildenden Insekten. 13 Lieferungen (52 Bogen). Wien, Verlag von Fritz Wagner. Preis des gesamten Werkes RM 46,80.

Mit der 13. Lieferung ist das Maidlsche Werk zum Abschluß gelangt. Der Autor wurde zur Abfassung des Werkes durch den Gedanken veranlaßt, zu dem prachtvollen Reuterschen Werke „Lebensgewohnheiten und Instinkte der Insekten bis zum Erwachen der sozialen Instinkte", ein Gegenstück zu schreiben, in dem die sozialen Insekten behandelt werden. So hat er sich dem Reuterschen Buch auch in der Anordnung des Stoffes angeschlossen, insofern er dieselbe nicht nach Tier-, sondern nach Instinktgruppen vornahm. Da bei dieser Anordnung die einem und demselben „Zwecke" dienenden Handlungen und Instinkte der verschiedenen Tiere unmittelbar nebeneinander zu stehen kommen, wird der Vergleich erleichtert und treten Übereinstimmungen sowohl wie Verschiedenheiten deutlicher hervor, als es sonst der Fall ist. Man überblickt dabei in manchen Fällen gewissermaßen die Möglichkeiten, die der „Natur" zur Erreichung eines bestimmten „Zweckes" augenscheinlich zu Gebote stehen, und die verschiedenen Wege, die zu einem und demselben Ziele führen können.

Die zweite Absicht, die Maidl mit der Arbeit verband, war, die in der Literatur zerstreuten Mitteilungen über die Instinkte und Lebensgewohnheiten der sozialen Insekten tunlichst zu sammeln. In den Rahmen eines Ganzen eingefügt, gewinnen solche Mitteilungen oft eine ungeahnte Bedeutung zur Erhellung von Problemen.

In einem längeren einleitenden Abschnitt wird die Frage, „Was sind Instinkte und was sind soziale Insekten", behandelt (Familie, Herden, Tierstöcke, Symbiosen usw.). Der I. Hauptabschnitt handelt von den Ernährungsinstinkten, der II. von Schutz-, Verteidigungs- und Nestbauinstinkten, der III. von Fortpflanzungsinstinkten und der IV. endlich von den sozialen Instinkten.

Maidl hat die Aufgabe, die er sich gestellt, vortrefflich gelöst und hat es verstanden, das ungeheure, schier unübersehbare Tatsachenmaterial, das in der ganzen Weltliteratur zerstreut niedergelegt ist, zu einem einheitlichen Bild zusammenzufassen. Ich zweifle nicht, daß das Maidlsche Werk dem Studium der sozialen Insekten neuen Antrieb geben wird, besonders in der vergleichenden Richtung, die wesentlich zum Verständnis so mancher sozialer Äußerung, die für sich betrachtet schwer verständlich erscheint, beitragen wird. Das Buch, das ausgezeichnet ausgestattet ist, gehört nicht nur in jede entomologische Bibliothek, sondern auch jeder naturwissenschaftlich Interessierte und auch jeder tiefer am Wesen der politischen Erscheinungen und Entwicklung unserer Zeit Anteilnehmende sollte das Maidlsche Werk zur Hand nehmen.

Bezüglich des Literaturverzeichnisses wäre es vielleicht erwünscht gewesen, daß jene Autoren, deren Schriften grundlegend für das Gebiet sind, mehr hervorzuheben, da für denjenigen, der die einleitenden Worte des Literaturverzeichnisses nicht berücksichtigt, bei manchen Autoren (z. B. Forel) ein falscher Eindruck bezüglich seiner Bedeutung und Fruchtbarkeit für das Gebiet entstehen kann. K. E.

Faes, H., Staehlin, M., und **Bovey, P.,** Les enemis des Plantes cultivees. Champignons, Parasites, Insectes, nuisibles, Accidents, Moyens de lutte. (381 Seiten mit 242 Abb. im Text und 4 farbigen Tafeln.) Lausanne, Librairie Payot et Co., 1934. Preis geb. Fr. 6,50.

Das vorliegende Buch stellt gewissermaßen eine Neuauflage, bezw. die 4. Auflage von dem Faesschen Buch Maladies des plantes cultivées dar. Doch handelt es sich dabei um eine völlige Neubearbeitung, die unter Hinzuziehung von zwei Mitarbeitern, Staehlin und Bovey, durchgeführt wurde, so daß die Änderung des Titels wohl berechtigt ist.

Im I. Teil wird eine allgemeine kurze Übersicht über die Systematik, Morphologie der Insekten und Pilze, ferner über die Grundsätze der Bekämpfung und die hauptsächlichsten Bekämpfungsmittel gegeben und endlich über die nichtparasitären Erkrankungen. Im II. Hauptteil werden die einzelnen Schädlinge und Erkrankungen der verschiedenen Kulturpflanzen (Wein, Obst, Getreide, Gemüse usw.) speziell behandelt, wobei jeweils vor allem die Bionomie, die Schäden und die Mittel zur Heilung bezw. Bekämpfung in kurzer und präziser Form geschildert werden. Eine große Anzahl sehr instruktiver Abbildungen nach Photographien und Zeichnungen (meist Originale) und auch 4 kolorierte Tafeln unterstützen den Text in wirksamer Weise, so daß jeder Praktiker sich leicht über die ihm berührenden Fragen orientieren kann. So ist nicht zu zweifeln, daß das neue Buch ebenso freudige Aufnahme bei den Landwirten der französischen Schweiz finden wird wie der Vorläufer. K. E.

Schoenichen, Walter, Urdeutschland. Deutschlands Naturgebiete in Wort und Bild. Mit zahlreichen Kunstdrucktafeln, Abbildungen und Karten. Das Werk erscheint in 2 Bänden zu je 12 Lieferungen. Preis je Lieferung RM 2,—. Neudamm, Verlag J. Neumann.

Nach den ersten 3 Lieferungen, die die Vulkanlandschaften der Eifel usw. behandeln, zu schließen, entsteht hier ein Werk, wie es die deutsche Literatur bis jetzt nicht aufzuwarten hat und an dem kein Deutscher, der sich noch etwas Natursinn bewahrt hat, vorübergehen darf. Nehmen einen schon beim oberflächlichen Durchblättern die wundervollen Bilder gefangen, so wird man beim Lesen noch mehr gepackt von den warmen Schilderungen der schönen Landschaften, die man jetzt mit ganz anderen Augen und mit einem ganz anderen Verständnis durchwandern wird. Selten sind Bilder und Text so einander entsprechend zu finden wie in der Darstellung Schoenichens. Das Werk verdient die weiteste Verbreitung, die sie zweifellos auch finden wird. K. E.

Schnabel, Fr., Deutsche Geschichte im Neunzehnten Jahrhundert. III. Band. Erfahrungswissenschaft und Technik. Freiburg i. Br., Verlag von Herder & Co., 1934. Preis geb. RM 11,40.

Wenn ich den 3. Band von Schnabels Weltgeschichte in dieser Zeitschrift kurz anführe, so deshalb weil in ihm in der Hauptsache die geistige Entwicklung unseres Volkes im vorigen Jahrhundert geschildert wird, wobei auch die Naturwissenschaften kräftig zu Worte kommen. Jeder Naturwissenschaftler, der über sein Spezialgebiet hinaussieht und über den Unterbau, auf dem die heutigen Naturwissenschaften beruhen, sich orientieren will, wird den vorliegenden, klar und anregend geschriebenen Band mit Genuß und Gewinn lesen. K. E.

Neue Literatur.

Eingesandt vom 1. Juli 1933 bis 31. Dezember 1934.

Adolph, W., Beitrag zur Kenntnis der Bienenfauna von Nord-Ost-Polen. — Trav. Soc. Sc. et Lttrs. Wilno 1934.

Amsel, H. G., Die Microlepidopterenfauna der Stilfserjochstraße und des Ortler-Gebietes (Lep.). — Dtsche Ent. Ztschr. 1932.

Amsel, H. G., Neue mitteleuropäische Kleinschmetterlinge und Bemerkungen über *Melasina lugubris* Hb. und *M. ciliaris* O. (Mit 1 Taf. u. 4 Textabb.). — Ebenda.

Amsel, H. G., Die Lepidopteren Palästinas. Eine zoogeographisch-ökologisch-faunistische Studie. — Zoogeographica Bd. 2, H. 1, 1933.

Amsel, H. G., u. **Hering, M.,** Beitrag zur Kenntnis der Minenfauna Sardiniens. — Bologna 1933.

Argentinien. — Revista de la Sociedad Entomologica Argentina. Tom. V. Buenos Aires 1933.

Atanossow, N., Beitrag zum Studium der Ameisenfauna Bulgariens *(Formica).* — Bull. Soc. Ent. Bulg. (VIII) 1934.

Batiashvily, Jr., *Hyponomeuta malinellus* Zell. Russisch. Tiflis 1934.

Batiashvily, Jr., Resultate der Untersuchung einiger chemischer Präparate zur Bekämpfung nagender Gartenschädlinge. Russisch. Tiflis 1933.

Baur, Erwin, Der heutige Stand der Rebenzüchtung in Deutschland. — „Der Züchter" 5. Jahrg., 1933.

Baur, Erwin, Die Bedeutung der natürlichen Zuchtwahl bei Tieren und Pflanzen. — Bremer Beiträge zur Naturwissenschaft.

Baur, Erwin, Nationalwirtschaftliche Aufgaben und Möglichkeiten der Pflanzenzüchtung. — Arch. Dtsch. Landwirtschaftsrats 51. Jahrg., 1933.

Bedel, Maurice, My uncles, **Louis Bedel** and **Henri d'Orbigny.** — Rev. of Biology Vol. VIII, 1933.

Behrendt, G., Die Bedeutung der roten Waldameise bei Forleulenkalamitäten. — Ztschr. f. Forst- u. Jagdwesen 1933.

Behrendt, G., Einige Beobachtungen über die Bedeutung von *Formica rufa* und *Formica fusca* bei Forleulenkalamitäten. — Forstarchiv 10. Jahrg., 1934.

Behrendt, G., Die Bekämpfung der Forleule im Jahre 1933 in den Privat- und Kommunalwaldungen Preußens und Mecklenburgs. — Mitt. Forstwirt. u. Forstwiss. 1934.

Beran, Otto, Forstentomologische Untersuchungen aus dem Gebiete von Lunz III. — Z. f. ang. Ent. Bd. XX, 1933.

Berichte des Ohara Instituts für landwirtschaftliche Forschungen in Kurashiki Bd. VI, H. 1 u. 2, 1933, Japan.

Bienen und Bienenzucht in Bayern. Von Bayer. Landesanst. f. Bienenzucht Erlangen.

Biologische Reichsanstalt. — Krankheiten und Beschädigungen der Kulturpflanzen im Jahre 1931. Berlin 1934.

Bliss, C. J., The Method of Probits. — Science 1934.

Blunck, H., Die Bekämpfung der Getreideschädlinge und -krankheiten. — Mitt. d. D. L.-G. 48. Jahrg. (1933).

Blunck, H., Angewandte Zoologie. — Handwörterbuch der Naturwissenschaften X. Bd., 1934.

Blunck, H., u. **Subklew, W.,** Lebensweise und Bekämpfung der Drahtwürmer. — Flugbl. Nr. 76, 1934, 3. Aufl. B. R. A.

Blunck, H., Bremer, H., u. **Kaufmann, O.,** Untersuchungen zur Lebensgeschichte und Bekämpfung der Rübenfliege (*Pegomyia hyoscyami* Pz.). — Arb. B. R. A. 20. Bd., 1933.

Blunck, H., Bremer, H., u. **Kaufmann O.,** Die Lebensgeschichte der Rübenfliege (*Pegomyia hyoscyami* Pz.). — Arb. Biol. Reichsanstalt XX, 1933.

Boas, Friedr., Pflanzenwelt und Volkswohlfahrt. Technische Hochschule München.

Boczkowska, Marie, Les maladies et insectes nuisibles aux graminées des tourbières à Poléssié (Pologne). — Paris 1934.

Boczkowska, Marie, Quelques observations sur l'*Isaria* sp. parasite de *Panolis flammea* Schiff. en Pologne. — Paris 1934.

Boczkowska, Marie, On the Life-history of *Laelia coenosa* Hb. (Lep. Lymantriidae). — An. Mus. Zool. Polon. Tom X, No. 4, 1933.

Bodenheimer, F. S., Contributions towards the knowledge of the Red Scale (*Chrysomphalus aurantii* Mask.) in Palestine. — „Hadar" Vol. VII, 1934.

Bodenheimer, F. S., Spraying versus Fumigation in Red Scale control. — „Hadar" Vol. VI, 1933.

Bodenheimer, Die Malaria als ökologisches Problem. — Folia medica orientalia Vol. I, 1933.

Börner, C., u. **Schilder, F. A.,** Das Verhalten der Blattreblaus zu den Reben des Naumburger Sortiments. — Mitt. Biol. Reichsanstalt Heft 49, 1934.

Bogdanov-Katjkov, N. N., Anabasis caucasica M. B. Mockba 1933.

Bogdanov-Katjkov, N. N., and **Tropkin, M. F.,** Pests of sweet potatoes and their quarantine importance. — Moskau 1932.

Borchert, A., Die Wachsmotten und ihre Bekämpfung (*Galleria mellonella* L. und *Achroea grisella* F.) — Flugbl. Nr. 132 Biol. R.-Anst. f. La. u. Fo. 1934.

Braun, Hans, Die Wurzeltöterkrankheit der Kartoffel. — Flugbl. Nr. 131 Biol. R.-Anst. f. La. u. Fo. 1934.

Brittain, W. H., Apple Pollination Studies in the Annapolis Valley, N. S. Canada 1928—1932. — Dom. of Canada. Dep. of Agr. Bull. No. 162, 1933. 193 Seiten mit 73 Abb.

Butovitsch, V. v., u. **Lehner, W.,** Freilanduntersuchung der Bodenfauna und deren Bedeutung für die forstliche Praxis. — Z. f. Forst- u. Jagdwesen 1933.

Butovitsch, V. v., u. **Lehner, W.,** Bestimmungstabelle der wichtigsten in märkischen Kiefernwaldböden vorkommenden Insektenlarven. — Berlin, Jul. Springer, 1933.

Caradja, A., Schwedisch-Chines. Wiss. Exped. n. d. nordwestl. Provinzen Chinas. *Lepidoptera* Fam., *Pyralidae, Pterophoridae, Tortricidae-Tineidae.* — Ark. f. Zoologi. Stockholm 1934.

Caradjia, Aristide, Gedanken über Herkunft und Evolution der europäischen Lepidopteren. — Ent. Rundschau 50. Jahrg., 1933.

Caradjia, Aristide, Zwei neue Microlepidopteren aus Asien. — Mitt. d. Ent. Ges. Jahrg. 4, 1933.

Caradjia, Aristide, Benennung von Zwergformen. — Ent. Rundschau 50. Jahrg., 1933.

Caradjia, A., u. **Meyrick, E.,** Materialien zu einer Mikrolepidopterenfauna Kwangtungs. — D. Ent. Z. Iris 1932.

Clarke, G. L., and **Wolf, Ernst,** The mechanisms of tropistic reactions and the strychnine effect in *Daphnia.* — Journ. Gener. Physiol. Bd. 16. 1932.

Connecticut state entomologist. Thirty-third report 1933.

Currie, G. A., The Bdellid Mite *Biscirus lapidarius* Kramer, Predatory on the Lucerne Flea *Sminthurus viridis* L. in Western Australia. — Journ. council for Scient. and Industr. Res. Vol. 7, 1934.

Dampf, Alf., Estudio sobre el oviscapto de las moscas de la fruta (*Anastrepha* sp.) de Mexico. — Irrigacion en Mexico 1933.

Dampf, Alf., Los simulidos transmisores de la Onchocercosis en los Estados de Daxaca y Chiapas. — Medicina. Revista Mexic. 1931.

Dampf, Alf., Notas sobre la Fauna Entomologica de la Cueuca del Rio Balsas. — Ebenda.

Dänemark. — Plantesygdomme i Danmark 1933. Kopenhagen 1934.

Dijkstra, S. J., Über Wesen und Ursachen der Notatmung. — Z. f. vergl. Phys. 1933.

Donisthorpe, H., Verschiedene systematische, faunistische und bibliographische Arbeiten über Ameisen. 1933.

Eckstein, Fr., Zuckerrübenschädlinge und Landschaft in der Türkei. — Ent. Beih. Berlin-Dahlem 1934.

Eckstein, Fr., Untersuchungen z. Epidemiologie u. Bekämpfg. von *Pyrausta unbilalis* Hb. u. *Platyparea poeciloptera* Schr. — Arb. phys. u. angew. Ent. Berlin-Dahlem 1934.

Eidmann, H., Beiträge zur Kenntnis der Fauna von Südlabrador, insbesondere des Flußgebietes des Matamek River. — Zoogeographia Bd. 2, 1934.

Eidmann, H., Die Gastverhältnisse von *Atta sexdens* L. — Ent. Beihefte. Berlin-Dahlem Bd. I, 1934.

Eidmann, H., Urwald u. Insekten. — Natur u. Volk 64. Jahrg., 1934.

Essig, E. O., The value of insects to the California Indians. — The Scient. Monthly 1934.

Essig, E. O., and **Michelbacher, A. E.,** The Alfalfa Weevil. Univ. Calif. College of Agr.-Exp. St. St. Bulletin 567, 1933. Berkeley 1933.

Evans, J. W., Thrips Investigation. — Journ. Council for Scient. & industr. Res. 1933.

Evans, J. W., Some Preliminary Tests on the Control of *Thrips imaginis* Bagnall. — Journ. Council for Scient. and Industr. Res. 1933.

Faure, J. C., The Phases of the Rocky Mountain Locust *Melanoplus mexicanus* (Sauss.). — J. Econ. Ent. 1933.

Faure, J. C., Some aspects of entomological work in the United States. — Carnegie Corp. Visitor's Reports 1933.

Faes, H., Staehelin, M., et **Bovey, P.,** Les traitements effectués contre les parasites des arbres fruitiers, insectes et champignons en 1930 et 1931. — Berne 1933.

Fluiter, H. J. de, Over het tijdstip, waarop de gewone Dennenbladwesp, *Diprion* (= *Lophyrus) pini* (L.), bestreden dient te worden. — Nederl. Boschbouw — Tijdschr. 7. Jahrg.

Fluiter, H. J. de, Over *Nygmia phaeorrhoea* Donovan, den Bastaardsatijnolinder, en de factoren, welke tijdens de Winterrust de Getalsterkte van dit insect decimeeren. — Wageningen 1934.

Fluiter, H. J. de, Over de Lebenswijze van de Gewone Dennenbladwesp (*Diprion pini* L.). — De levende Natur 1934.

Fluiter, H. J. de, en **Blijdorp, P. A.,** Voorloopige Mededeeling omtrent de Beschadiging dorr de larve (1ste Stadium) van den Grauwen Dennensnuitkever *Brachyderes incanus* L. aangericht aan de wortels van de Grove den.

Forsslund, Karl-Herman, Tallbockens (*Monochamus sutor* L.) Uppträdande på Brandfält i Norra Sverige Sommaren 1933. — Svensk. Skog. Tidskr. 1934.

Frickhinger, H. W., Gase in der Schädlingsbekämpfung. — Flugschr. Nr. 13 der D. Ges. f. angew. Entom. 1933 (88 S., 38 Abb.). Preis 4,50 RM.

Frickhinger, H. W., Ohne Schädlingsbekämpfung keine Vollernten. — Blg. Nr. 2 der „Nachrichten über Schädlingsbekämpfung" 8. Jahrg., 1933.

Frickhinger, H. W., Gase im Pflanzenschutz. — Pflanzenschutz u. Schädlingsbekämpfung I, 1934.

Frickhinger, H. W., Der Pflanzenschutz überwacht die Einfuhr. — Nachr. über Schädlingsbekämpfung 1933.

Frickhinger, H. W., Schädliche Käfer im Wohnhaus. — Pflanzenschutz und Schädlingsbekämpfung 1. Jahrg., 1934.

Frickhinger, H. W., Die Maulwurfsgrille u. ihre Bekämpfung. Pflanzenschutz u. Schädlingsbekämpfung 1934.

Frickhinger, H. W., Feinde des Kohls. — Pflanzenschutz u. Schädlinsbekämpfung I (1934), Nr. 7.

Frickhinger, H. W., Schädliche Käfer im Wohnhaus. — Pflanzenschutz u. Schädlingsbekämpfung 1. Jahrg., 1934.

Frickhinger, H. W., Ein Schädling breitet sich aus (*Psylla mali* Schn.). — Umschau 1934.

Friederichs, K., Das Gemeinschaftsleben der Embiiden u. Näheres zur Kenntnis der Arten. Arch. f. Nat. 1934.

Friederichs, K., Was wissen wir über die Entstehung von Insektenplagen? — Ver. Mecklenburgischer Forstwirte. Bericht 1932.

Friederichs, K., Die Kieferneule *(Panolis flammea)* in Mecklenburg, nebst Beobachtungen über die Nonne *Liparis monacha.* — Forstw. Centralbl. 1933.

Friederichs, K., Warum werden die Kiefernwälder u. ihre Teile in ungleichem Maße von Raupen heimgesucht? — Silva 1934.

Friederichs, K., Die Kieferneule in Mecklenburg. Das Ende der Plage. Epidemiologische Untersuchungen. — Forstw. Centralbl. 1934.

Friedl, Al., Zur Kenntnis der Schädlinge der österreichischen Korbweidenkultur. — Centralbl. f. d. ges. Forstw. 1933.

Friend, Roger B., The european Pine Shoot Moth (*Rhyacionia buoliana* Schiff.), with special reference to the occurence in the Eli Whitney Forest. — Yale University: School of Forestry Bull. No. 37, 1933 (65 S. u. 8 Tafeln).

Friend, Roger B., and **Wilford, B. H.,** The Spruce Gall Aphid as a Forest Pest. — Journ. of Forestry XXXI, 1933.

Frow, R. W., Verbesserungsvorschläge für die Frow-Behandlung. — Schweiz. Bien.-Zeitg. 1933.

Frydrychewicz, J., Etude sur la biologie de Bombyce du pin. — Institut de Réch. des Forêts d'Etat à Varsovie. — Travaux et comptes rendus, Serie A, Nr. 4, 1934.

Fuller, Mary E., The liefe history of *Onesia accepta* Malloch (*Diptera, Calliphoridae*). — Parasitology XXV, 1933.

Fuller, Mary E., The Insect Inhabitants of Carrion: A Study in Animal Ecology. Commonwealth of Australia. — Counc. Scient. and Industr. Res. Bull. 62, 1934.

Fuller, Mary E., The early stages of *Sciadocera rufomaculata* White (*Dipt., Phoridae*). — Proc. Linnean Soc. of New South Wales 1934.

Fuller, Mary E., Observations on the Flies Responsilete for Stiking Sheep in Western Australia. — Journ. Counc. Sc. and Industr. Research 1934.

Fuller, Mary E., Sheep Blowfly Investigations. Some Field Tests of Baits Treatedwith Sodium Sulphide. — Ebenda.

Fyg, W., Beitrag zur Kenntnis der sog. „Eischwarzsucht" der Bienenkönigin. — Landw. Jahrb. d. Schweiz 1934.

Geßner, A., Krankheiten u. Schädlinge an Reben in Deutschland im Jahre 1933. — „Weinbau u. Kellerwirtschaft" XIII, 1934.

Goetsch, Wilh., u. **Hellmich, Walt.,** Chilenische Landschaften u. ihre Charaktertiere. — Petermanns Geogr. Mitt. 1933, Heft 9/10.

Goetsch, W., Zusammenarbeit im Ameisenstaat. — Forsch. u. Fortschr. 1934.

Göpfert, Egon, Zur Kenntnis einiger Raupenparasiten der Forleule, insbesondere der Tachine *Ernestia rudis* Fall. — Dissertation. — Hann.-Münden 1934.

Gößwald, Karl, Die künstliche Verbreitung der roten Waldameise *Formica rufa* L. unter besonderer Berücksichtigung ihrer Bionomie u. Ökologie. — Forstw. Ztrbl. 55. Jahrg.. 1933.

Gößwald, Karl, Weitere Untersuchungen über die Biologie von *Epimyrma göß-waldi* Men. u. Bemerkungen über andere parasitische Ameisen. — Ztschr. f. wiss. Zool. Bd. 144, 1933.

Gößwald, Karl, Über die Wirkung von Pyrethrum auf Forstschädlinge. — Verh. D. Ges. f. angew. Ent. 1934.

Gößwald, Karl, Die Biologie einer neuen parasitischen Ameise. — Forsch. u. Fortschr. 1934, Nr. 22.

Grandi, Guido, L'Ipermetabolia nei Lepidotteri. — Bologna 1933. R. Accad. Sc. Istit. Bologna.

Grandi, Guido, Morfologia ed etologia comparata di insetti a regime specializzato. V. *Apion columbinum* Germ. — Bologna 1933.

Grandi, Guido, Contributi alla conoscenza degli imenotteri melliferi e predatori. — Bologna 1934.

Grandi, Guido, La costituzione morfologica delle larve di Alcuni Vespidi ed Apidi sociali, suoi rapporti con le modálitá di assunizione del cibo e con altri comportamenti etologici. — R. Accad. delle Sc. dell'Istituto di Bologna 1934.

Hadorn, Ch., Recherches sur la morphologie, les stades evolutivs et l'hivernage du bostryche liseré (*Xyloterus lineatus* Oliv.). — Beiheft Nr. II Ztschriften d. Schweiz. Forstver. 1933.

Handschin, Ed., Studien an *Lyperosia exigua* Meijere u. ihren Parasiten. III. Die Anziehung von *Spalangia* zu ihren Wirten. — Rev. suisse de Zoologie Bd. 41, 1934.

Hart, P. C., Voorkomen en verspreiding van de Parasieten van den witten topboorder. — Med. van het Proefstat. voor de Java-Suikerindustrie Jahrg. 1933.

Hart, P. C., Entomologisch Onderzoek. — Proefstat. voor de Java-Suikerindustrie voor 1932.

Hart, P. C., Topstekuitlevering en topboorderbestrijding. — Arch. voor de Suikerindustrie in Ned.-Indië Nr. 22, 1933.

Hart, P. C., Proeven omtrent topboorderbestrijding in aanplant 1932—33. — Med. Proefstat. Java-Suikerind. 1934.

Hartmann, F. K., Zur soziologisch-ökolog. Charakteristik d. Waldbestände Norddeutschlands. — „Silva" 21. Jahrg., 1933.

Hartig, E., Bibliografia Entomologica della Venezia Tridentina. Bolzano 1934.

Hartzell, Alb., Histopathology of insect nerve lesions caused by insecticides. — Contr. fr. Boyce Thomps. Inst. Vol. 6, 1934.

Hase, Alb., Über die Bruterzeugung sowie deren mutmaßliche Bedeutung bei d. Wanze *Panstrongylus* (Hemiptera U. Familie *Triatomidae*). — Biol. Z. Bl. 53. Bd., 1933.

Hase, Alb., Schaden durch Pflaumensägewespen als Beitrag z. Feststellung d. Höhe von Insektenschäden sowie Bemerkungen über Statistik in d. angew. Entomologie. — „Die Gartenbauwissenschaften" Bd. 8, 1933.

Hazelhoff, E. H., Investigations on the white Topborer. — Intern. Soc. of Sugar Cane Technologists. 1932, March.

Hebard, Morgan, The Orthoptera of Minnesota. — Univ. Minnesota Agric. Exp. Stat. St. Paul. 1932.

Hellwig, Beobachtungen über das Auftreten u. die Bekämpfung der Nonne. — Forstw. Centrbl. 1934.

Hendee, Esther C., The Association of the termites, *Kalotermes minor, Reticulitermes hesperus,* and *Zootermopsis angusticollis* with fungi. — Univ. of Calif. Publ. en Zool. vol. 39, 1933.

Hepp, A., Zur Entwicklungsgeschichte von *Cetonia aurata* L. — Ent. Rundschau 1933.

Herold, W., Die Isopodenfauna Hiddensees. — Arch. f. Naturkd. 1933.

Hill, Gerald F., Notes on *Porotermes* and *Calotermes (Isoptera)* from the Australian region, with descriptions of new species. — Proc. Roy. Soc. Victoria, vol. XLVI, 1933.

Hill, G. F., and **Holdawey, F. G.,** Observations on the use of Zinc Chloride for soil treatment in the control of termites. — Journ. Council Scient. and Industr. Res. 1934.

Holdaway, F. G., The Synonymy and distribution of *Chrysomyia rufifacies* (Macqu.), an Australian shup Blow-Fly. — Bull. Ent. Res. vol. XXIV, 1933.

Honigmann, Hans Leo, Die Pfirsichkultur des Herrn de Combes. — Pflanzenschutz u. Schädlingsbek. Nr. 8, 1934.

Horn, W., Gedanken über entomologische Systematik, Mathematik, Genetik, Phylogenie u. Metaphysik. V. Congr. internat. d'Entom. 1933.

Jancke, O., Über den Einfluß der Kalidüngung auf die Anfälligkeit der Apfelbäume gegen Blutlaus, Blattlaus u. Mehltau. — Arb. Biol. Reichsanst. 1933.

Jancke, O., Zur Ausbreitungsfähigkeit der Blutlauszehrwespe *Aphelinus mali* Hld. — Arb. über phys. u. angew. Entom. aus Berlin-Dahlem Bd. I, 1934.

Jancke, O., Der Erlenkäfer (*Agelastica alni* L.) als Kirschschädling. — Ebenda, 1934.

Jancke, O., Befall einer Himbeerpflanzung durch die Himbeergallmücke (*Lasioptera rubi* Heeg. *Dipt. Cecid.*). — Nachr. D. Pflanzenschutzdienst 1934.

Jancke, O., Gibt es eine Überwinterung der Blutlaus? — Arb. Biol. Reichsanst. XX, 1933.

Jancke, O., Gespinstmotten als Großschädlinge an Obstbäumen. — Ebenda.

Jancke, O., u. **Böhmel, W.,** Beitrag z. Biologie u. Bekämpfung der Kirschfliege. — Ebenda.

Janisch, E., Beobachtungen bei der Aufzucht von Bettwanzen. I. Über das Verhalten von Populationen bei verschiedenen Zuchtbedingungen. — Zeit. f. Parasitenkunde. 1933 (54 Seiten, 23 Abb.).

Japan. — Journ. of the Imp. agric. Exp. Station Nippon Vol. II, March 1934.

Kadambi, Krish., Physiologische u. experimentelle Untersuchungen über die Wirkung des Eulenfraßes auf die Gesundheit der Kiefer. — Inaug. Diss. München 1932 (142 Seiten, 22 Abb.).

Kalandra, A., u. **Rozsypal, J.,** Několik poznamek o puklici švestkové (*Lecanium coryli* L.) na jasanech a na ni cizopasicich Honbách. (Einige Bemerkungen über *Lecanium coryli* L. auf Eschen u. über die auf demselben parasitierenden Pilze.) — Statni vyzkumny ustav pro ochranu Lesn, Prag.

Kaysing, P., Bekämpfung des Engerlings mit Kainit u. chemischen Mitteln. — Die Ernährung der Pflanze 30. Jahrg., 1934.

Kickhöffel, K. H., Bienenzucht u. Siedlung. — Liedloff, Loth u. Michaelis, Leipzig.

Klein, H. Z., Studien z. Ökologie u. Epidemiologie d. Kohlweißlinge. — Z. f. wiss. Ins.-Biol. Bd. XXVI, 1932.

Klein, H. Z., Zur Biologie d. amerikanischen Schabe (*Periplaneta americana* L.). — Z. f. wiss. Zool. Bd. 144, 1933.

Klein, H. Z., Zur Ökologie einiger Dünenkäfer. — Z. f. wiss. Zool. Bd. 144, 1933.

Knowlton, G. F., Notes on Injurious Utah Insects — 1932. — Utha Ac. Sci. X, 1933.

Knowlton, G. F., Ladybird Beetles as Predators of the Potato Psyllid. — Can. Ent. 1933.

Knowlton, G. F., Jointworms Studies in Utah. — Jour. Ec. Ent. 1932.

Knowlton, G. F., Notes on Injurious Utah Insects: *Potato Psyllid.* — Utah Acad. Sci. X, 1933.

Knowlton, G. F., and **Janes, M. J.,** The 1931 Grasshopper Outbreak in Utah. — Utah Acad. Sci. IX, 1932.

Knowlton, G. F., and **Janes, M. J.,** Lizards as Predators of the Beet Leafhopper. — Journ. Ec. Ent. 1933.

Knowlton, G. F., and **Thatches, T. O.,** Utah Horsflies. — Utah Acad. Sci. XI. 1934.

Knowlton, G. F., and **Rowe, J. A.,** Preliminary Studies of Insect Transmission of Equine Encephalomyelites. — Ebenda 1934.

Knowlton, G. F., and **Thomas, W. L.,** Some Cache Valley Utah Insects. — Ebenda 1934.

Koch, Anton, Über künstlich symbiontenfrei gemachte Insekten. — Verhdl. D. Zool. Ges. 1933.

Köhler, Erich, Die Viruskrankheiten d. Kartoffel. — Flugbl. Nr. 42 Biol. R. A. 1933.

Körting, A., Zur Frage der Generationenfolge u. der Eiablage von *Oscinis frit* L. — Z. f. Pflanzenkrankh. 44. Bd., 1934.

Kožančikov, J., Die Rolle des Energieumsatzes während d. Puppenmetamorphose von *Agrotis segetum* Schiff. und *Ephestia kühniella* Zell. — Comp. rend. l'Acad. d. Sciences de l'URSS.

Krieg, Hans, Tiere im Innnern Südamerikas. — Velhagen & Klasings Monatshefte.

Krenn, Karl, Die Bestrahlungsverhältnisse stehender u. liegender Stämme. — Wiener Allgem. Fo. u. Jagdztg. 1933, Nr. 7 u. 8.

Kuhn, W., Der Fraß der Forleule *(Panolis flammea)* 1929/31 u. seine Folgen im Bayr. Forstamt Heideck. — Forstw. Centrlbl. 1934.

Kunike, Gg., Der Kornkäfer. — Flugbl. Nr. 128 Biol. R. A., 1934.

Kuntze, R., Beitrag zur mikroskopischen Anatomie der Ichneumoniden-Larven. Mit 8 Tafeln. — Bull. Ent. de la Pologne XII, 1933.

Kutter, H., u. **Winterhalter, W.,** Untersuchungen über d. Erbsenschädlinge im St. gallischen Rheintale 1931 u. 1932. — Landw. Jahrb. d. Schweiz, Bern 1933.

Kutter, H., Weitere Untersuchungen über *Kakothrips robustus* Uzel und *Contarinia pisi* Winn., sowie deren Parasiten, insbesondere *Pirene graminea* Hal. — Mitteil. der Schweiz. Ent. Ges. 1934 (81 Seiten, 56 Abb.).

Kuwana, Inak, The Diaspine *Coccidae* of Japan. — Min. of Agr. and Forest. Japan 1933.

Labler, Karl, Catalogus coleopterorum čechoslovakiae. 3. Histeridae. — Praze 1933.

Langenbuch, R., Über die Verbreitung von Erbsenwicklerarten in Deutschland. — Nachrichtenbl. 1934.

Langenbuch, R., u. **Subklew, W.,** Zur Frage der Drahtwurmbekämpfung mit Kalisalzen. — Nachrbl. 1934.

Laske, C., Probleme der systemat. Bekämpfung von Schädlingen u. Pflanzenkrankheiten an Kulturgewächsen in der Provinz Niederschlesien. — Schlesische Ges. für vaterl. Cultur (105. Jahresbericht für 1932).

Laske, C., Die Rübenblattwanze, ihre Verbreitung u. Bekämpfung in der Provinz Niederschlesien. — Flugblatt 4 der Hauptstelle f. Pflanzenschutz, 1933.

Lauterborn, Rob., Faunistische Beobachtungen aus dem Gebiete d. Oberrheins u. des Bodensees. — Beitr. z. naturw. Erforschung Badens 1933.

Leefmans, S., u. **Voûte, A. D.,** Over het Gebruik van Lijmbanden. — Algem. Landbouwweekblad voor Nederl.-Indië 16. Jahrg., 1932.

Lemche, H., Einige Fälle von Flügelreduktion bei *Selenia bilunaria* Exp. nach Fütterung mit Mangan-inkrustierten Blättern. — Biol. Ztrlbl. 53. Bd., 1933.

Lentz, O., u. **Gassner, L.,** Schädlingsbekämpfung mit hochgiftigen Stoffen. Heft 1: Blausäure. Heft 2: Acthylenoxyd (T-Gas). — Berlin, Verlag Richard Schoetz, 1934.

Mackerras, M. J., and **Freney, M. R.,** Observations on the Nutrition of Maggots of Australian Blow-Flies. — Journ. Exp. Biol. X, 1933.

Malenotti, Ettore, Trifoglio incarnato e trifoglio Alessandrino. — Giorn. di Agric. della Domenica Nr. 32/1933.

Malenotti, Ettore, Gli afidi del pesco. — Verona 1933.

Malenotti, Ettore, Contro gl'insetti delle granaglie. Un unovo insetticida. — Giorn. Agr. Domenica 1933.

Malenotti, Ettore, Esperienze contro i nemici del melo. — L'Italia Agricola 1934.

Malenotti, Ettore, Irrorazioni arsenicali e Apicoltura. — Terzo Congresso Nazionale della S. A. I. Forli-Ravenna 29 ottobre—1. novembre 1933.

Malenotti, Ettore, Perfezionamenti o adattamenti? (A proposito della lotta contro le Grillotalpe.) — Battaglie Rurali 1933.

Malenotti, Ettore, La Tignola orientale del Pesco (*Laspeyresia molesta* Busk.) a Verona. — Atti Acc. Agr. Sc. e Lett. di Verona 1934.

Malenotti, Ettore, Trattamenti invernali agli alberi fruttiferi. — Il Coltiv. e Giorn. Vinic. Ital. 1934.

Malenotti, Ettore, Il Maggiolino *(Melolontha vulgaris).* — Agric. Bellunese 1934.

Malenotti, Ettore, Bellezza ed importanza dell'entomologia. — Il Coltivatore e Giorn. Vinicolo Ital. 1934.

Malerotti, Ettore, Velocità di azione di alcuni insetticidi invernali contro la „*Diaspis leperii* Singn." — Min. dell'Agric. e delle for., Roma 1934.

Mansour, K., u. **Mansour-Bek, J. J.,** Zur Frage der Holzverdauung durch Insektenlarven. — Proceed. Koning. Akad. Wetensch. Amsterdam 1933.

Maurizio, Anna, Über die Kalkbrut (*Pericystis*-Mykose) der Bienen. — Arch. f. Bienenkde. 15. Jahrg., 1934.

Menzel, R., Über die Herkunft des Chinins. — Schweiz. Landw. Monatshefte 1934. (Mit entom. Angaben.)

Meyer, N. F., u. **Telenga, N. A.,** Über die biologische Bekämpfung der Blutlaus (*Eriosoma lanigerum* Hausm.) durch ihren Parasit *Aphelinus mali* Hald. in U. S. S. R. — Plant. Protection 1932. (Russisch mit deutscher Zusammenfassung.)

Minkiewicz, Rom., Nids et proies des Sphégiens de Pologne. — Pols. Pismo entom. T. XI, 1932.

Minkiewicz, Rom., Gniazda zwierzyna lowna Grzebaczowatych w Polsce. (Nids et proies des Sphégiens de Pologne.) — Bull. ent. de la Pologne Tom. XII, 1933.

Michalk, O., u. **Riedel, M. P.,** Über Wanzenfliegen (*Phasiinae — Dipt. Tachinidae).* — Ent. Zeit. 1933.

Mokrzecki, Z., Die in den Forstschädlingen lebenden Parasiten des 1. u. 2. Grades aus d. Gruppe der *Chalcidoidea.* (Polnisch.)

Mokrzecki, Z., Raub- und Schmarotzer-Insekten des Buchdruckers *Ips typographus* L. in Polen. (Polnisch.) — Bull. ent. de la Polg. T. XII.

Mokrzecki, Z., Monophagismus u. Polyphagismus bei den mit Pflanzen biologisch verbundenen. (Polnisch.) — Inst. f. Ent. u. Fo.-schutz. Skierniewice 1931.

Mokrzecki, Z., u. **Ogloblin, A.,** *Hadronotus howardi* n. sp. (*Microhymenopt., Proctotrupidae*). — Bull. ent. Pologne 1931.

Molisch, Hans, Heldentum in d. Wissenschaft. — Wien 1933. „Almanach f. 1933."

Molitor, A., Beiträge zur Ökologie u. Ethnologie der Hymenopteren. I. — Boll. Lab. Ent. Bologna 1933.

Morawski, F., Pasorzyty rotórne szkodników leśnych z nadrodziny Chalcidoidea. — Warszawa 1934.

Mordwilko, A., On the evolution of Aphids. — Arch. f. Nat. 1934.

Morgenthaler, O., Bienenkrankheiten im Jahre 1932. — Schweiz. Bien.-Ztg. 1933.

Morgenthaler, O., Von der „äußerlichen" Bienenmilbe 1933. — Ebenda.

Morgenthaler, O., Staatshilfe u. Selbsthilfe bei der Bekämpfung der Milbenseuche in der Schweiz. — Ebenda.

Morgenthaler, O., Krankheitserregende u. harmlose Arten d. Bienenmilbe *Acarapis,* zugleich ein Beitrag zum Spezies-Problem. — Ebenda.

Morgenthaler, O., Die Notwendigkeit einer Statistik über das Vorkommen der Bienen-Krankheiten. — Arch. f. Bienenkde. 15. Jahrg., 1934.

Morgenthaler, O., Bienenkrankheiten i. J. 1933. — Schweiz. Bien.-Ztg. Jahrg. 1934.

Morstatt, H., Über die Notwendigkeit, den Umfang der wissenschaftlichen Veröffentlichungen einzuschränken. — „Die Naturwissenschaften" 19. Jahrg.

Morstatt, H., Bibliographie der Pflanzenschutzliteratur. — Biol. Reichsanstalt. Berlin 1934. (316 S.)

Morstatt, H., Die volkswirtschaftliche Bedeutung d. Schädlingsbekämpfung. — Naturw. Korresp. 9. Jahrg., 1934.

Müller, G. W., Würmer u. ähnliche Tiere in Insekten. — Ent. Anz. Jahrg. XIII, 1933.

Müller, K., Ergebnis d. Untersuchungen über Arsenverbrennungen im Weinbau. — „Weinbau u. Kellerwirtsch." XII. Jahrg., 1933.

Müller, K., XIII. Jahresbericht d. Bad. Weinbauinstitutes in Freiburg i. Br. für das Jahr 1933.

Müller, K., Abriß über die fünfzigjährige Tätigkeit des Bad. Landesvereins für Naturkunde u. Naturschutz. — Mitteilg. Bad. Ver. Naturkde. usw. 1933.

Nägeli, W., Über Biologie u. Verbreitung der beiden Langwanzen *Gastrodes grossipes* De Geer. — Mitt. Schweiz. Anst. f. d. forstl. Versuchswesen XVIII. Bd., 1933.

Neuheiten auf dem Gebiete des Pflanzenschutzes 1933 u. 1934. Wien 1933—34.

Nicholson, A. J., The influence of temperature on the activity of Sheep—blowflies. — Bull. Ent. Res. vol. XXV, 1934.

Nicholson, A. J., The balance of animal Populations. — Journ. animal Ecology 1933.

Notgemeinschaft. — XII. Bericht d. Notgemeinschaft d. Deutschen Wissenschaft. Berlin 1933.

Oettingen, H. v., Über *Bolothrips dentipes* Reut. f. *Maceroptera.* — Ent. Zeitschr. 1934.

Okland, Fridthj., Utvandring og overvintring hos den rode skogmanz (*Formica rufa* L.).

Palén, Paul, De arsenikhaltiga växtskyddsmedlen. Erfarenheuter från en studie resa i U. S. A. — Medd. Sver. Kemiska Industr. XVI, 1933.

Palén, Paul, Boliden och dess arsenikproduktion. Industr. Norden 1934.

Pape, H., Neue Wirtspflanzen der Blattälchen *Aphelenchus ritzemabosi* Schw. u. *olesistus* Ritz.-Bos. — Die Gartenbauwiss. 1934.

Pax, Ferd., Zoogene Bau- u. Schottermaterialien rezenten Ursprungs. — Mitt. Zool. Mus. Berlin 19. Bd., 1933.

Petrusewicz, K., Die Wolfspinnen der Umgebung von Wilno. — Trav. Soc. Sc. et Lettres. Wilno 1933.

Pfeffer, Ant., Katastrofální výskyt sosnokaze (*Panolis flammea* Schiff.) v západnim Slovensku a obrana proti němu. (Massenhafte Vermehrung der Forleule im Westen der Slowakei u. ihre Bekämpfung.) Prag 1933.

Polen. — Rocznik Ochrony Roślin. Cześć B. Szkodniki Roślin. (Les annales de la protection des plantes. Ser. B. Les ennemies des Plantes.) Heft 1—4.

Profft, E., u. **Körting, A.,** Untersuchungen über Pyrethringehalt u. insektizide Wirkung von dalmatinischem Pyrethrum. — Landw. Jahrb. 79. Bd., 1934.

Prüffer, Jan., Próba charakterystyki fauna okolic Czestochowy na podstawie analizy rozmieszenia motyli w pasmie jury Krakowsko-Wielunskie. (*Lepidoptera.*) — Ziem. Czenstoch. 1933.

Pukowski, Erna, Ökologische Untersuchungen an *Necrophorus* F. — Z. f. Morph. u. Ökol. d. Tiere 27. Bd., 1933.

Pukowski, Erna, Zur Systematik der *Necrophorus*-Larven (Col.). — Stett. ent. Ztg. 1934.

Rademacher, B., Die wichtigsten Schädlinge unserer Futterpflanzen und ihre Bekämpfung. — Mitt. d. D. L. G. 1933.

Rahner, Karl, Erfolgreiche Bekämpfung zweier wichtiger Meerrettichschädlinge. — „Die Furche" 1932.

Reinders, D. E., Die Funktion der *Corpora alba* bei *Porcellius scaber.* — Z. f. vergl. Phys. 20. Bd., 1933.

Roark, R. C., Bibliography of Chloropicrin 1848—1932. — U. S. Dep. Agr. Misc. Publ. No. 176, 1934.

Romeo, Antonino, Osservazioni su alcuni pentatómidi e vorlidi nei dintorni di randazzo (Catania). — Modena 1927.

Romeo, Ant., Contributo alla biologia fiorale dell' *„Araujia sericifera"* Brot. — Ann. dell R. Istituto sup. Agrar. di Portici, Vol. VI, 1933.

Romeo, Ant., Ricerche sull' „Aborto" del Nocciuolo. — Dasselbe Vol. III, 1930.

Rußland. — Nachrichten des Wolgauer forsttechnischen Institutes namens Maxim Gorky 1933.

Ružička, Jarosl., Was ich bei Grätz (Troppau) gesehen habe. — Sudetendeutsche Forst- u. Jagdzeitung 1932.

Saalas, Uunio, Tuhohyönteisten torjumisesta Kalifornian appelsiinifarmeilla. — Eripainos Luounon Ystävästä No. 4, 1933.

Saalas, Uunio, Tuhohyönteisten joukoesiintymisestä ja sen syistä. — Eripainos Sampsan juhlajulkaisusta v. 1932.

Saalas, Uunio, Anteckningar över tvenne exkursioner i Kolva urskogar i Yläne socken för mer än 100 år sedan. — Notulae Entomologicae XIII, 1933.

Saalas, Uunio, Muistiinpanoja hyönteis keräysretkiltä Yläneen Kolvassa ym. toistasataa vuotta sitten. — Eripainos Luounon Ystävästä No. 6, 1932.

Saalas, Uunio, Luomalaisista Hyönteis-Ministä (The finish nomenclature of insects.) Helsinki 1934. — Acta Forestalia Fennica 40.

Scheidter, Frz., Forstentom. Beiträge 14—38. — Z. f. Pflanzenkrankheiten u. -schutz 44. Bd., 1934.

Scheidter, Frz., Die Borkenkäfer d. Kiefer. — Flugbl. Nr. 133/135 Reichsanst. f. Land- u. Forstwirtsch. 1934.

Schimitschek, E., Moritz Seitner zum 70. Geburtstag. — Centrbl. ges. Forstw. 1932.

Schimitschek, E., Pyrethrum in der Schädlingsbekämpfung. — Ebenda 1934.

Schimitschek, E., Schutz des Holzes gegen Angriffe technisch schädlicher Insekten. — Die Forstwirtschaft 1933.

Schimitschek, E., Forstschutzliche u. forstentomologische Studien aus dem Demonstrationsrevier Preßbaum der Hochschule f. Bodenkultur. — Wien. Allg. Forst- u. Jagdzeitung 1932.

Schleip, W., August Weismanns Bedeutung f. d. Entwicklung d. Zoologie u. allgemeinen Biologie. — „Die Naturwiss." 22. Jahrg., 1934.

Schmitz, H., La Phylogénèse des *Phoridae.* — V. Cong. intern. d'Entom. 1932.

Schneider-Orelli, 75 Jahre Entomologisches Institut d. Eidgen. Technischen Hochschule in Zürich. 1858—1933 (Ansprache).

Schütz, E., Vogelwarte Rossitten. — Königsberger Allg. Ztg. 1932.

Schütze, K. T., *Phtheochroa schreibersiana* Froel. (Microlepid.). — (Entom. Zeitschr. 1934).

Schweiz. — Rapport annuel 1932. — Stat. fédér. d'essais viticoles á Lausanne et domaine de Pully. Berne 1933.

Schwerdtfeger, F., Beobachtungen z. Phänologie d. Forleule i. Jahre 1933. — Mitt. aus Forstwirtsch. u. Forstwiss. 1934.

Schwerdtfeger, F., Neue Untersuchungen u. Erfahrungen zur Prognose von Forleulenkalamitäten. — Ebenda.

Schwerdtfeger, F., Die Bekämpfung d. Forleulenkalamität 1933 in den preuß. Staatsforsten. — Ebenda.

Schwerdtfeger, F., Bestandsalter, Ertragsklasse, Kronenklasse u. Forleulenfraß.

Schwerdtfeger, F., Verlauf u. Ausdehnung d. Forleulengradation 1932/33 in Preußen. — Ebenda.

Severin, H. P., and **Freitag, J. H.,** Some Properties of the Curly-Top Virus. — Hilgardia Vol. 8, 1933.

Severin, H. P., Transmission of Carrot Parsley, and Parsnip Yellows by *Cicadula divisa.* — „Higardia" Vol. 7, No. 3, 1932.

Severin, H. H. P., Field Observations on the Beet Leathopper, *Eutettix tenellus,* in California. — Ebenda No. 8, 1933.

Shiraki, Tokuichi, A systematic Study of Trypetidae in the Japanese Empire. — Mem. of the Fak. of Science and Agricult. Taihoku Imper. Univ. Vol. VIII, 1933. (508 Seiten mit 14 color. Tafeln.)

Sitowski, L., *Eurytoma ischioxanthus* Ratz. als Parasit der Art *Coeloides melanotus* Wesm. aus *Hylesinus fraxini* Pz. gezüchtet. (Polnisch mit deutschem Resumé.) — Rocz. Nauk Rolnicz. i Leśnych. Tom XXX, 1933.

Skwarra, El., Ökologische Studien über Ameisen u. Ameisenpflanzen in Mexiko (153 Seiten, 41 Abb.). — Königsberg (Selbstverlag) 1934).

Smirnov, Eugen, Zur vergleichenden Morphologie der Zeichnung bei den Coccinelliden. — Z. f. wiss. Zool. 1932.

Smirnov, Eugen, u. **Zhelochovtsev, A. N.,** Über den Einfluß verkürzter larvaler Ernährungszeit auf die morphologischen Charaktere von *Drosophila funebris* F. — Z. f. wiss. Zool. 135. Bd. 1929.

Smirnov, Eugen, Mathematische Studien über individuelle u. Kongregationenvariabilität. — Verh. V. Intern. Kongr. f. Vererbungswiss. 1927.

Smirno, Eugen, u. **Wiolovitsh, N.,** Über den Zusammenhang zwischen der Populationsdichte u. Eierproduktion der Weibchen bei der Schildlaus *Chionaspis salicis* L. — Z. f. ang. Ent. 1933.

Špaček, Kl., Über die Tätigkeit des Prof. N. Plaviltshikov (Bockkäfer-Forscher). — Entom. Nachrichtenblatt (Oktober 1934).

Spessivtseff, P., Zur Lebensweise des schwarzen Fichtenbastkäfers (*Hylastes cunicularius* Er.). — Stockholm 1934.

Speyer, Walter, Wurmstichige Äpfel u. Birnen. — Flugbl. Nr. 40 d. B. R. A. 1933.

Speyer, W., Die an der Niederelbe in Obstbaumfanggürteln überwinternden Insekten. III. *Coleoptera: Cocinellidae.*

Speyer, W., *Audeondia haltica* Meyr. *(Pyralidae) in* „springenden" Teilfrüchten von *Spirostachys africana* Sander. Arb. phys. Ent. Bd. I. Berlin-Dahlem 1934.

Speyer, W., Wanzen (Heteropthera) an Obstbäumen. II. Mitt. — Z. f. Pflanzenkrankheiten u. -schutz 44. Bd., 1934.

Speyer, W., Vermeidung von Nachteilen für die deutsche Bienenzucht bei der Bekämpfung der Obstbaumschädlinge. — „Bienenweide." Leipzig 1934.

Sprengel, L., Die Verwendung von Staubmitteln im Obstbau. — „Dürkheimer Tageblatt" 1932.

Stadler, Hans, Die Ameisengrille (*Myrmecophila acervorum* Panzer) in Franken — Ent. Rundschau 50. Jahrg., 1933.

Stellwaag, Fr., Gesundes Obst durch planmäßige Schädlingsbekämpfung. — Nürnberg 1933.

Stellwaag, Fr., Pyrethrum und Derris — ein Vergleich. — Weinbau u. Kellerwirtsch. XIII, 1934.

Stellwaag, Fr., Vollherbst durch Schädlingsbekämpfung. — Neustadt a. d. Haardt 1934.

Stellwaag, Fr., Bericht über die Winterbehandlung d. Obstbäume i. Rahmen d. von d. Gauleitung d. Pfalz 1934 veranlaßten Maßnahmen. —

Stellwaag, Fr., Bericht über die Nachblütenspritzung d. Obstbäume i. Rahmen der von der Gauleitung d. Pfalz 1934 veranlaßten Maßnahmen. —

Subklew, Werner, Über Schadauftreten wenig bekannter Drahtwurmarten (*Corymbites tesselatus* L. und *Ischnodes sanguinicollis* Panz.). — Z. f. Pflanzenkrankheiten u. -schutz 44. Bd., 1934.

Subklew, Werner, Eine neue Zucht- u. Versuchsanlage f. Bodenschädlinge. — Anz. f. Schädlingskunde X. Jahrg.

Subklew, Werner, Die Bekämpfung der Drahtwürmer. — Nachrichtenbl. Dtsch. Pflanzenschutzdienst Nr. 5, 1934.

Šulc, K., *Metadenopus festucae* n. g. n. sp. sf. *Coccinae,* patria Moravia, ČSR. — Act. Soc. Sc. Nat. Morav. 1933 (Bd. VIII).

Šulc, K., *Thymaspis fusca* n. gn. n. sp., *Aspidiotus baudyši* n. sp. *(Coccidae)*, patria Moravia, ČSR. — Acta Soc. Sc. Nat. Morav. IX, 1934.

Sweetman, Harvey, and **Wedemeyer, Jack,** Further studies of the physical ecology of the Alfalfa Weevil, *Hypera postica* (Gyllenhal). — Ecology Vol. XIV, 1933.

Sweetman, Harvey L., Studies of chemical control of relative humidity in closed spaces. — Ecology, Vol. XIV, 1933.

Swaine, J. M., The hemlock looper. — Canada Dep. of Agrac. Ottawa 1931.

Swaine, J. M., The relation of insect activities to forest development as exemplified in the forests of Eastern North America. — Scient. Agric. vol. XIV. 1933.

Kiyoaki, Koidsumi, Experimentelle Studien über die Transpiration u. den Wärmehaushalt bei Insekten, Teil I—VII. — Kaihoku Imperial University, Memoirs of the Fac. of Science and Agric. Vol. XII, 1934.

Takahashi, Ryoichi, *Pemphigella aedificator* Buckton produces galls in Formosa (Aphid. Hemiptera). — Trans. Nat. Hist. Soc. Formosa. Dec. 1933.

Takahashi, Ryoichi, Swo new plantlice attaching the Fagaceae in Formosa *(Hemipt.)*. — Journ. Soc. Trop. Agric. Formosa. Oct. 1933.

Takahashi, Ryoichi, Observations on the Coccidae of Formosa. Part. IV. Aleurodidae of Formosa. Part III. — Dep. Agr. Gov. Res. Inst. Formosa, Japan. Rep. No. 63, 1934.

Thiem, H., Die Bienenwolfgefahr im Kaligebiet der Werra. — Archiv f. Bienenkunde 14. Jahrg., 1933.

Thiem, H., Beitrag z. Parthenogenese u. Phänologie d. Geschlechter von *Eulecanium corni* Bouché. — Z. f. Morph. u. Ökol. d. Tiere 27. Bd., 1933.

Thiem, H., Erfahrungen in d. Bekämpfung des Bienenwolfes. — Dtsche Bienenzucht in Theorie u. Praxis 42. Jahrg., 1934.

Thiem, H., Über ein- u. zweigeschlechtliche Kommaschildläuse *(Lepidosaphes ulmi unisexualis* u. *bisexualis, L. rubri* u. *L. newsteadi)* d. deutschen Coccidenfauna. — Z. f. Pflanzenkrankheiten u. -schutz 43. Bd., 1933.

Thiem, H., Beitrag zur Epidemiologie der Kirschfruchtfliege *(Rhagoletis cerasi* L.). — Nachrichtenbl. Dtsch. Pflschtzd. 1933.

Thiem, H., Beiträge z. Epidemiologie u. Bekämpfung d. Kirschfruchtfliege *(Rhagoletis cerasi* L.). — Arb. über physiol. u. angew. Ent. Bd. 1. Berlin-Dahlem 1934.

Thiem, H., Zur Biologie u. Bekämpfung der Napfschildlaus *Eulecanium pulchrum* King, Marsh (= *Lec. arion* Ldgr.) auf Koniferen. — Nachrichtbl. 1934.

Thienemann, Aug., Mückenlarven bilden Gestein. — „Natur u. Museum" H. 11, 1933.

Thienemann, Aug., Ertrinkende Wälder. — „Natur u. Museum" 1933.

Thienemann, Aug., Pflanzen u. Tiere im hohen Norden. — Natur u. Volk 1934.

Thienemann, Aug., Die Tierwelt der tropischen Pflanzengewässer. - Arch. f. Hydrobiol. 1934.

Thienemann, Aug., Vom Wesen d. Linmologie u. ihrer Bedeutung für d. Kultur d. Gegenwart. — „Verhandl. d. Intern. Ver. f. theoret. u. ang. Linmologie" Bd. VI.

Thomsen, M., La lutte contre les mouches au Danemark. — Bull. de l'Organis. d'Hygiène Soc. des Nations. Vol. III.

Thomsen, M., u. **Henning, Lemche,** Experimente zur Erzielung eines erblichen Melanismus bei dem Spanner *Selemia bilunaria* Esp. — „Biol. Ztrbl. Bd. 13, 1933.

Tóth, Ladisl., Über die frühembryonale Entwicklung der viviparen Aphiden. — Ztschr. f. Morph. u. Ökol. d. Tiere 27. Bd., 1933.

Trägårdh, Ivar, Dr Jacat as authority on the fauna of the forest soil. — Entom. Tidskr. 1934.

Trägårdh, Ivar, Methods of Automatic Collecting for Studying the Fauna of the Soil. — Bull. Ent. Res. XXIV, 1933.

Trägårdh, Ivar, Om Primära och Sekundära Skogsinsekter. — Svenska Skog. Tidskr. 1934.

Tuseen, S. L., Über *Sminthurus concolor* Mein. — Zool. Anz. 106, 1934.

Ulrich, Anton H., Die Makrofauna d. Waldstreu. — Inauguraldisserdation. Hann.-Münden 1933.

Ulrich, Hans, Experimentelle Untersuchungen über den Generationswechsel einer pädogenetischen Gallmücke. — Rev. Suisse de Zool. Tom. 41, 1934.

U. S. A. — The Progress in forest entomology and protection against forest insects. — U. S. Depart. of Agric. 1933, For. Servicé.

Uvarov. B. P., Physiological basis of applied Entomology. V. Cong. intern. d'Entom. 1932.

Van der Vecht u. **Voûte A. D.,** Biologie en bestrijding der djieroekmot *(Citripestis sagittiferella* Moore). Mit engl Res. — „Landbouw" 6. Jahrg. 1931.

Van der Vecht, J., De groote peperwants of Lemoenjöeng *(Dasynus piperis* China). Mit engl. Res. — Leiden 1933.

Vogel, R., Zur Kenntnis d. Stechmücken Württembergs. — Jahreshefte d. Ver. f. vaterl. Naturkunde i. Württ. 85. Jahrg., 1929.

Vogel, R., Eine für Deutschland neue Steckmücke, *Aëdes refiki* Medschid. — Int. Revue der ges. Hydrobiol. u. Hydrograph. Bd. 25, 1931

Vogel, R., Beobachtungen über Blutsaugende Zweiflügler im Kanton Tessin. — Zool. Anz. Bd. 93, 1931.

Vogel. R., Beobachtungen über die Papatacimücke *(Phlebotomus papatasii* Scop.) in Kleinasien. — Z. f. wiss. Ins. Biol. Bd. XXV, 1930.

Vogel, R., Zur Verbreitung von *Argas persicus* Oken u. *Argas reflexus* Latr. — Ztrbl. f. Bakt. Paras.-Kde. u. Infektionskrankheiten Bd. 125, 1932.

Voúte, A. D., De roode Mijt van de djeroek. — Mit engl. Res. — „Landbouw" 7. Jahrg., 1932.

Voúte, A. D., De bestrijding van door Mieren bozochte Schildluizen op djeroek. — „Landbouw" 6. Jahrg., 1930/31.

Voúte, A. D., Een nieuw geval van bestrijding van een insectenplaag met behulp van een inheemschen parasiet. (*Agenaspis* sp., parasiet van *Phyllocnistis citrella* Staint.). — Tijdschr. voor Ent. 1932.

Webster, R. L., Insect Tolerance. — Jour. Econ. Ent. 1933.

Webster, R. L., Arsenic deposit and Codling Moth control. — Jour. Econ. Ent. 1934.

Webster, R. L., and **Crews, Art.,** Spray Poison in the Yakima Valley. — Jour. Econ. Ent. 1934.

Wellenstein, G., Die biologische Bekämpfung f. Forleule durch den Eiparasiten *Trichogramma minutum* Ril. — Mitt. Forstwirt. u. Forstwiss. 1934.

Wellenstein, G., Biologische Freilandversuche über die Verwendbarkeit d. Eiparasiten *Trichogramma minutum* Ril. u. *Trichogramma evanescens* Westw. z. Bekämpfung d. Forleule. — Ebenda.

Werneck,H. L., Die Maulwurfsgrille *(Gryllotalpa vulgaris* Latr.) u. ihre wirtschaftliche Bedeutung f. Oberösterreich. — „Neuheiten a. d. Gebiete d. Pflanzenschutzes" XXVI Jahrg., 1933.

Weyer, Fr., Beobachtungen an Hausanophelen im Zusammenhang mit der Rassenfrage bei *Anopheles maculipennis.* — Z. f. Parasitenkunde 1933.

Weyer, Fr., Neuere variationsstatistische Ermittlungen über Flügellänge und Maxillenindex als Rassenmerkmal von *Anopheles maculipennis.* — Zool. Anz. Bd. 103, 1933.

Weyer, Fr., Größe u. Maxillenzahnzahl als Unterscheidungsmerkmal d. Rassen von *Anopheles maculipennis* u. ihre Beziehungen zur Umwelt. — Rivista di Malariologie XII, 1933.

Weyer, Fr., Über neuere Ergebnisse der Rassenforschung bei *Anopheles maculipennis,* der gemeinen Malariamücke. — Forsch. u. Fortschr. 1933.

Weyer, Fr., Der Einfluß der Larvalernährung auf die Fortpflanzungsphysiologie verschiedener Stechmücken. — Arch. f. Schiffs- u. Tropen-Hyg. Bd. 38, 1934.

Weyer, Fr., Über die Anophelen Mecklenburgs insbesondere die Verbreitung der Rassen von *Anopheles maculipennis.* — Sitz.-Ber. der Naturforsch.-Ges. Rostock Bd. 4, 1933.

Weyer, Fr., Versuche zur Eiablage ohne vorherige Blutnahrung bei *Culex pipiens* L. — Verh. Dtsch. Zool. Ges. 1934.

Weyer, Fr., Verlauf der Malaria in Ostfriesland 1932 u. 1933.

Weyer, Fr., Über die Technik d. Bestimmung des von Stechmücken gesogenen Blutes nach d. Praecipitinmethode. — Ent. Beihefte, Berlin-Dahlem Bd. I, 1934.

Wheeler, W. M., and **Drw, Rich.,** Unusual Prey of *Bembix.* — „Psyche" Vol. XL, 1933.

Wheeler, W. M., 5 systematische Arbeiten über Ameisen.

Wiesmann, Rob., Untersuchungen über die Lebensgeschichte u. Bekämpfung d. Kirschfliege *Rhagoletis cerasi* L. I. Mitt. — Landw. Jahrb. d. Schweiz 1933.

Wiesmann, Rob., Ein Parasit d. Kirschfliege *(Rhagoletis cerasi* L.). — Mitt. Schweiz. Ent. Ges. Bd. XV, 1933.

Wiesmann, Rob., Untersuchungen über die Lebensgeschichte u. Bekämpfung d. Kirschfliege *Rhagoletis cerasi.* Linné I. u. II. Landw. Jahrb. d. Schweiz. Bern 1933 u. 1934.

Wilcoxon, Fr., and **Hartzell Alb.,** Some factors affecting the efficiency of contact insecticides. III. Further chemical and toxicological studies of Pyrethrum. — Contr. Boyce Thomps. Institute Vol. 5. New York 1933.

Wilcoxon, Fr., Hartzell, A., and **Yonden, W. J.,** Greenhouse Fumigations with Naphthalene Solutions. — Contr. Boyce Thoms. Inst. 1933.

Wimmer, E., Ein Auftreten d. Douglasienlaus in Deutschland. — „Silva" 1933.

Wladimirow, Miliza, & **Smirnov, Eugen,** Experimente an Wasserinsekten, die sich von Culicidenlarven ernähren. — Zool. Anz. 1932.

Wolf, Ernst, Das Verhalten der Bienen gegenüber flimmernden Feldern u. bewegten Objekten. — Z. f. vergl. Physiol. 1933.

Wolf, Ernst, The visual intensity discrimination of the honey bee. — Journ. Gen. Physiol. 1933.

Wolf, Ernst, On the relation between measurements of intensity discrimination and visual acuity in the honey bee. — Ebenda.

Wolf, Ernst, and **Crozier, W. J.,** The variability of intensity discrimination by the Honey Bee in relation to visual acuity. — Ebenda.

Womersby, H., A possible biological control of the Clover springtail or Lucerne Flea (*Sminthurus viridis* L.) in Western Australia. — Journ. Council for Scient & industr. Res. 1933.

Zacher, Fr., Übersicht der deutschen Spinnmilben. — Mitt. Zool. Mus. Berlin 19. Bd,, 1934.

Zacher, Fr., Übersicht d. deutschen Spinnmilben (*Tetranychus* u. Verwandte). — Mitt. a. d. Zool. Mus. Berlin 19. Bd.

Zacher, Fr., Untersuchungen über d. Anatomie d. Geschlechtsorgane u. d. Systematik d. Samenkäfer („Bruchidae"). — Arch. zool. ital. vol. XVI. Padova 1930.

Zacher, Fr., La biocénose des greniers, moulins et dépôts, ses rapports avec son habitat extérieur, et ses modifications à le suite de l'évolution du commerce mondial. — Bull. Soc. Roy. ent. d'Egypte 1933.

Zacher. Fr., Haltung u. Züchtung von Vorratsschädlingen. In: Abderhalden, Handbuch d. biologischen Arbeitsmethoden Abt. IX, Tl. 7, H. 3. Berlin 1933.

Zerrahn, Gertrud, Formdressur u. Formunterscheidung bei der Honigbiene. — Z. f. vergl. Physiol. 20. Bd., 1933.

Zolk, K., Die Verwendung des Obstbaumkarbolineums zu Frühjahrsbespritzungen in Estland. — Ebenda 1933. (Estnisch mit deutsch. Zusammenfassung.)

Zolk, K., Rentabilität der Obstbaumbesprizungen in Estland. — Ebenda 1933. (Estnisch mit deutsch. Zusammenfassung.)

Zolk, K., Kulmaliblikas (*Cheimatobia brumata* L.) ja liimvööd (Der Frostspanner u. Leimringe). — Mitt. Versuchsw. angew. Ent. Univers. Tartu 1933.

Zolk, K., Der Apfelwickler (*Cydia pomonella* L.) u. einiges über seine Bekämpfung. — Ebenda. (Estnisch mit deutscher Zusammenfassung.)

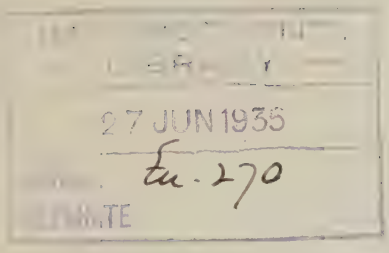
Zolk, K., Das Vorkommen der europäischen Wanderheuschrecke in Eesti. — Ebenda 1934. (Estnisch mit deutscher Zusammenfassung.)

Zolk, K., Die Ameisen Estlands. — Ebenda 1933.

Zweigelt, Fr., Der kranke Obstgarten. — Wien, Verlag der Zeitschr. „Das Obst", 1934.

Zwölfer, W., Die Kieferneule (*Panolis flammea* Schiff.) u. ihre Bekämpfung. — Merkblatt. 10 Seiten. Berlin, Paul Parey, 1934. Preis 0,30 RM.

Zwölfer, W., Goldkäferlarven (*Cetonia aurata* L.) als Saatbeetschädlinge. — Anz. f. Schädlingskde. X, 1934.



Autoren- und Sachregister

zum XXI. Band der Zeitschrift für angewandte Entomologie.

Autorenregister.

A.

Adam 285.
Adrianov 98, 119.
Aichinger 499.
Allmann 285.
Altum 465, 521.
Ancelin 209.
André 499.
Anon 465.
Appel, O., und Zschokke, A. 648.

B.

Babcock 88.
Babenhort 94.
Baccarini, P. 462.
Bachmetjev 506, 521, 524, 540, 542, 545.
Baer 3, 5, 7, 10, 11, 20, 22, 307, 327, 499.
Baier 421, 422, 423, 440.
Baker 285.
Balbiani 249, 285.
Ballowitz 285.
Baltzer 254, 275, 285.
Bassi 248.
Beauverie, J. 462.
Becker 95, 462.
Beeson 643.
Beger 208, 221.
Behrens 337, 383.
Behrndt 647.
Beling 100, 106, 107, 116, 117, 119.
Bencomo 109, 119.
Berge 564.
Berger, B., und Cholodkovsky 643.
Berlese 248, 285, 521, 545.
Berwig 195, 198, 206.
Bisson 249.
Blackmann 643.
Blunck 94, 95, 109, 119, 120, 371, 382, 383, 515, 521, 527, 534.
Blunk u. Merkenschlager 120.
Bodenheimer 335, 339, 383, 468, 521, 537, 545.
Böhmel 60.
Börner 49, 56, 58, 64.
Bondar 643.
Borries 481.
Bouché 498.
Brecher 196, 206.
Bresslau 285.
Bresslau und Adam 279.
Brockmann-Jarosch 376.
Broek, van den 117.
Broek, van den u. Schenk 120.
Brüel 240.
Bryk 285.
Buchmann 219, 221.
Buchner 445, 447, 462.
Burgess 285
Burkhardt 545.
Burmeister 285.
Butovitsch, von 643.

C.

Caffrey, S. 66.
Campbell 211, 214, 215, 221.
Caradji 375.
Carpenter 444, 446, 462.
Carus 251, 285.
Cavers, Frank 462.
Chamberlin, J. 643.
Chapman 386, 397, 404.
Charlier 337, 383.
Cholodkovsky 285.
Cholodkovsky und Jackson 242.
Chrzanowski 98, 99, 100, 101, 115, 117, 120.
Chittenden 305, 306, 307, 308, 309, 315, 327, 416, 417, 428, 430, 435, 436, 438, 440.
Constantin, S. 91.
Cook 201, 206.
Corl 210.
Cuvier, G., et G. L. Duvernoy 285.

D.

da Costa Lima 643.
Daehne 109, 120.
Dalla Torre 499.
Dampf 285.
de Campos Novaes 643.
Deegener 60, 61, 64.
de Geer 240, 253, 286.
Del Guercio 104.
Dewitz 278, 285.
Dingler 291, 327, 415, 440, 441.
Drake 219, 221.
Drenowsky 545.
Dressel 648.
Drosihn 286.
Drury 416.
Dudich 421, 441.
Dufour 286.

E.

Ecke, van 249, 275, 286.
Eckstein 65, 193, 198, 200, 206, 330, 502, 522, 545.
Eichhoff, W. 643.
Eidmann 201, 206, 244, 254, 255, 257, 260, 281, 286, 336, 345, 367, 383, 647.
Eggers 643.
Eliescu 467, 473, 499.
Engler-Prantl, 91, 186.
Enslin 465, 467, 474, 499.
Ermolajew, W. 560.
Everlange 209.
Escherich, Gustav U. 387.
Escherich, K., 3, 5, 6, 19, 22, 61, 184, 186, 195, 199, 206, 208, 221, 229, 381, 383, 385, 387, 390, 404, 499, 502, 522, 524, 540, 563, 564, 565.

F.

Fabiani 109, 120.
Faes, H., Staehlin, M., und Bovey, P. 650.
Fahringer, 487, 495, 496, 497.
Fankhauser 644.
Felt 416, 644.
Fernald 416.
Feytaud 26, 48, 64.
Fink 428, 435, 436, 437, 438, 439, 441.

Flachs 109, 120, 306, 307, 327.
Fletscher 305, 416.
Ford 109, 115, 116, 117, 120.
Forel 649.
Formanek 644.
Freiberger 5, 22.
Frickhinger 330.
Friederichs 385, 397, 404, 546.
Fryer 114, 120, 209, 221.

G.

Gadeau de Kerrville 286.
Gahan 422, 440.
Ganter, W. 547.
Geiger 387, 388, 395, 405.
Geoffroy 465.
Giard 307, 308, 309, 317, 327.
Gillmer 524, 530, 546.
Gimingham 209.
Gintzenberg 26, 64.
Glaßford 210, 222.
Gnadinger 210, 222.
Göpfert 647.
Görnitz 211, 222.
Gößwald 2, 7, 8, 10, 22, 23, 183, 206, 208, 221, 222.
Gößwald und Zwölfer 222.
Goetze 212, 213, 214, 222.
Goldschmidt 200, 206, 256, 286, 366, 383.
Gorden 416.
Graaf de 286.
Grandi 306, 311, 327, 540.
Green 644.
Griffiths 286.
Grünberg 561, 564, 565.
Guercio del 120.
Gumpenberg von 109, 120.
Gyllenthal 26, 27.

H.

Haber 553, 556.
Hadorn 61, 64.
Hagedorn 644.
Hagen 254, 286.
Hagen und Stitz 275.
Hallok 13, 23.
Handlirsch 446, 462.
Hann 373, 378, 383.
Harder 210, 222.
Hartig 465, 476, 480, 498, 499.
Hase 66, 67, 70, 77, 80, 88, 504, 522.
Haupt 302.
Heberdey 240, 286.
Hedicke 446, 462.
Heidenhain 248.
Heinrich 240, 286.
Heinze 417, 441.
Henking 283, 286.
Henriksen 100, 102, 106, 107, 116, 117, 120.
Henschel 465, 486.
Henze 5, 22, 23, 199, 204, 207, 385.
Hering 268, 286.
Herold 241, 286.
Herold und Jackson 240.
Herter 238.
Hertwig 286.
Heydemann 240, 261, 286.
Hoffmann 546.
Hofmann 286, 397, 400, 405, 414, 564, 565.
Holzapfel 304.
Hopkins 644.
Hopping 644.
Horlbog 242, 244, 246, 247, 263, 286.
Horn 383.
Horst 98, 99, 102, 103, 104, 105, 106, 107, 111, 115, 116, 117, 120.
Houard 462.
Howard 306, 327, 416.
Hubbard 462.
Hunter 281, 286.

I.

Iglesias 644.
Imms 444, 446, 462.

J.

Jablonowski 111, 117, 120.
Jackson 244, 251, 262, 286.
James 107, 120.
Janisch 334, 335, 336, 339, 346, 383, 522, 546.
Janke 24.
Jaroslavtzev 99, 120.
Jazintkowskij 286.
Joffe 109, 120.
John 263, 287.
Johnston 308.
Jones und Robbins 306, 307, 308, 327.
Jong de 99, 100, 117, 120.
Jordan 287.
Jordy 74.
Judeich-Nitsche 481, 499, 522.
Juilett 209.
Juilett, A., d'Everlange, M., und Ancelin 222.

K.

Kalandadze 196, 207.
Kaltenbach 26, 27.
Kasansky 562, 563.
Kaufmann 51, 64.
Kèler 644.
Keller 499.
Kemper 208, 212, 217, 222.
Kieffer 449, 461, 462.
Kirby 287.
Kitajima 287.
Kitajima und Mitani 274.
Klatt 240, 241, 247, 264, 274, 278, 284, 287.
Klein 293, 297, 314, 522.
Kleine 123, 597.
Klug 465.
Koch 287.
Köppen 25.
Kofoid, Charles A. 330.
Kojima 202, 203, 207, 520, 522.
Komárek 3, 4, 6, 10, 23.
Kondo und Miyahara 306, 311, 327.
Kopec 287.
Kosminsky 287.
Kozhantschikov 287, 383.
Krainsky 416, 441.
Kramer 3, 12, 23, 74.
Krasnyuk 546.
Krause 485, 542, 546.
Krauße 499.
Kriechbaumer 499.
Krüger 213, 222.
Kühn 366, 383.
Kühn und Henke 337, 383.
Kunike 66, 86, 88.
Kusnetzow 287, 560.

L.

Lacaze-Duthiers 287.
Lakon 89, 90, 92.
Lampert 564.
Landois 421, 441.
Lang 216, 222, 287.
Langenbuch 98, 100, 101, 104, 107, 108, 109, 112, 113, 115, 116, 120.
Lebedev 61, 186, 193, 194, 196, 197, 198, 199, 204, 206, 207, 644.
Leeuwen 448, 449, 462.
Lehmann 524, 546.
Leineweber 647.
Leiningen-Westerburg 467.
Lentz und Gassner 331.
Lesne 308, 309, 327.
Leydig 287.
Liebel 461.
Lieber 67.
Lindinger 306, 327.
Linné 416, 441.
Linstow 242, 287.
Lintner 416.

Lowe 416.
Löweneck 321.
Ludwig 240.
Lugger 416.
Lüstner 109, 120.
Lyonet 240, 250, 264, 287.

M.

Machida 269, 287.
Mackenzie 644.
Mader 66.
Maidl 649
Malpighi 240, 248, 264, 268, 281, 287.
Malpighi und Réaumur 274.
Marcus 338, 383, 389, 405.
Marshall 248, 287.
Martelli 524, 530, 546.
Martini 225, 238, 337, 383.
Martini und Teubner 224, 238.
Mauce 88.
Mausion 287.
Mc Donnell 209, 210.
Mc Donnell, Abbott, Davidson und Keenau 222.
Mc Donnell, Roark, La Forge und Keenau 222.
Mehmet Bekir 501.
Meisenheimer 256, 262, 287.
Meixner 288
Merkenschlager 109.
Mesnil 100, 101, 108, 115, 117, 118, 120.
Menner 240
Metalnikow 524, 546.
Meyer 336.
Miatello 417, 441.
Michael 249, 270, 288.
Mik 456, 457, 461, 462.
Millons 267.
Mitani 288.
Mithat, Ali 393, 401, 403, 404, 520, 521, 540, 545.
Mix 458.
Morgenthaler 339, 383.
Morris 305, 327.
Mosser 464.
Mostovski 465, 466.
Murtfeldt 306.

N.

Nees 498.
Neger 446, 447, 459, 462.
Nehring 500.
Neuweiler 97, 98, 120.
Nieschulz 224, 238.
Nieschulz und du Toit 224, 237, 238.
Nijsima 644.
Nitsche 61, 210, 211, 287.
Noël 109, 121.
Nördlinger 26, 27, 64.
Norris 270, 271, 287.
Nowicki 525, 566.
Nüßlin 61, 64.
Nußbaum 244, 287.

O.

Ormerod 99, 121.
Osthelder 306.
Oudemans 288.

P.

Palmén 244, 288.
Panzer 26, 27, 465, 500.
Pape 110, 119, 121.
Parker 344, 384.
Payne 343.
Pearl 397, 405, 413, 423.
Perkins 644.
Peters 547.
Petersen 240, 243, 248, 261, 262, 265, 266, 275, 277, 288.
Petersen und Philpott 241.
Petersen und Stilz 266.
Peterson 648.
Petz 645.
Peyerimhoff de 645.
Peytoureau 288.
Pfaff 546.
Philippson 377, 384.
Phillpott 288.
Pliginski 524, 546.
Popaff 110, 120.
Postel 510, 522.
Prell 3, 12, 23, 288.
Prochnow 384, 422, 424, 441.
Pütter 337, 346, 384.
Puzanowa 443, 462.

Q.

Quast 275, 288.

R.

Rambousek 98, 99, 100, 108, 109, 115, 116, 117, 121.
Ratzeburg 465, 496, 498, 500, 502, 522.
Réaumur 240, 288.
Régnier 100, 117, 121.
Reh 308, 362, 546.
Reh-Sorauer 561.
Reikowski 546.
Reitter 26, 27, 58, 305, 316, 327, 415, 441.
Reuter 649.
Reverdin 288.
Rhumbler 191, 207.
Richards 240, 288.
Richardson 210, 222.
Riley 416.
Ritzema Bos 26, 27, 109, 112, 121, 465.
Roberts 99, 100, 101, 105, 107, 108, 109, 112, 115, 116, 117, 121.
Robinson 343, 344.
Röhrig 474, 500, 647.
Roepke 288.
Romeis 288.
Rondani 307, 308.
Rosen von 303.
Roß 307, 446, 448, 449, 459, 462.
Roß und Hedicke 327, 462.
Rossikow 524, 546.
Rostrup 109, 121.
Roubeaud 88.
Rubner 376, 384.
Rübsamen 446, 462.
Rübsamen und Hedicke 462.
Ruzicka 3, 6, 23

S.

Saalas 97, 121.
Saccardo 91.
Sacharov 343.
Sajo 305, 327, 416, 428, 433, 436, 441.
Saling 210, 212, 213, 214, 222.
Sampson 645.
Sanders 416.
Sanderson 308, 327, 428, 441.
Savenkov 186, 193, 194, 196, 197, 198, 199, 204, 206, 207.
Schedl 337, 384, 504, 522.
Scheidter 465, 466, 500.
Schenk 117.
Schilder 58.
Schimitscheck 463, 491, 500.
Schiödte 105, 107, 121.
Schischken 561.
Schmellekamp 110, 121.
Schmidberger 25, 26, 29, 30, 31, 32, 33, 42, 45, 48, 64.
Schmidt 305, 327.
Schmiedeberger 443.
Schmiedeknecht 491, 500.
Schnabel 650.
Schoenichen 650.
Schönwiese 463.
Schouteden 645.
Schreiner 26, 27, 28, 30, 48, 54, 62, 64.
Schröder 288, 502, 510, 522.
Schuch 109, 121.
Schulze 485, 500.
Schweizer 645.
Schwerdtfeger 184, 190, 193, 197, 198, 207, 647.
Sedlaczek 363, 384.
Seeger 500.

Seitner 465, 466, 499, 500.
Seitz 288, 376, 377, 384, 561, 563, 564, 565.
Seufferheld 109, 121.
Shelford 338, 340, 342, 367, 384, 385, 405, 525.
Shiperowich 465, 466, 500.
Siebold, von 240, 243, 264, 269, 288.
Silvestri 510, 522.
Singer 302, 317.
Sitovski 496, 499, 500.
Skaife 90.
Smirnov und Polejaeff 406.
Smith 416.
Sorauer 26, 111, 327, 329, 440.
Sorauer-Reh 305, 307, 308, 429, 439, 441, 565.
Speare 89, 90, 91, 92, 93.
Spessivtseff 645.
Speyer 51, 62, 64.
Spies 219.
Spinola 498.
Sprengel 25, 26, 27, 28, 33, 49, 55, 64, 210, 222.
Spuler 376, 377, 384.
Staehlin und Bovey 650.
Staffe 467.
Statelow 523.
Staudinger 210.
Staudinger und Harder 222.
Staudinger und Ruzicka 222.
Staudinger, Rusicka und Reuß 223.
Stebbing 645.
Stein 247, 251, 288.
Steiner 67.
Stellwaag 210, 211, 212, 214, 215, 223, 281, 289, 337, 384, 524, 526, 530, 540, 542, 546.
Stephan 546.
Stitz 243, 253, 289.
Stitz und Marshall 240.
Strand 564, 565.
Strohmeyer 645.
Subklew 96, 100, 108, 112, 121.
Sukow 289.
Swaine 645.
Swammerdam 251, 289.
Swezey 645.
Sydow 91.

T.

Tapp 88.
Taschenberg 26, 32, 36, 48, 64.
Tattersfield 209, 210, 223.
Tattersfield und Hobson 223.
Tattersfield, Hobson und Gimingham 223.
Tetzner 546.
Thaxter 89, 90, 92, 93, 94.
Thomsen 109.
Thompson 240.
Toledo de Piza junior 645.
Trappmann 210, 211, 223.
Trappmann und Nitsche 223.
Trédl 645.
Trevans 212, 223.
Trimble 645.
Troitzky 60, 62, 64.

U.

Ultée 646.
Umbach 647.
Umeya 249, 274, 289.
Uvarov 338, 384, 405, 422, 546.

V.

Vanderyst 646.
Vanin 462.
Vassiliev 504, 524, 546.
Verson 249, 289.
Verson und Bisson 289.
Vitzthum, Graf von 317.
Vorhausen 500.
Voûte 336, 339, 345, 367, 384.

W.

Wachtl 443, 461.
Wahl 109, 121.
Warnecke 377, 384.
Wasmann 331.
Wassiljev 560, 561.
Wehrli 289.
Weidner 239.
Weijenbergh 289.
Wellenstein 346, 368, 369, 370, 380, 381, 384, 647.
Welte 216.
Wenke 289.
Wheeler 445, 462.
Wichmann 19, 23, 646.
Wieland 115, 121.
Wild 373, 378, 384.
Willaume 117, 121.
Wilke 109, 110, 119, 121, 334, 373, 375, 377, 378, 379, 384.
Winning von 646.
Wiolovitsch 406.
Witkowskij 546.
Wolff-Krausse 510, 522, 561, 564, 565.
Wollaston 646.
Worthley 66.
Worthley und Caffrey 88.
Wymore 306, 327.

X.

Xambeu 98, 111, 117, 121.

Z.

Zacher 119, 121.
Zederbauer 377, 384.
Znamenskij 97, 98, 99, 100, 103, 105, 108, 115, 117, 121.
Zolk 100, 101, 119, 121.
Zwaluwenburg von 119, 121.
Zweigelt 331.
Zwölfer 4, 23, 66, 70, 76, 77, 79, 81, 86, 88, 208, 329, 330, 333, 384, 385, 464, 467, 468, 500, 502, 503, 504, 511, 520, 522, 525, 526, 534, 537, 540, 541, 543, 546.

Sachregister.[1])

A.

Abies sibirica 563.
abietis D. 564.
abietis H. 61.
Acridiidae 303.
Adelinen 240.
Agrionidae 303.
Agriopidae 304.
Agriotes lineatus L. 96.
— obscurus L. 96.
— sputator 103.
— ustulatus 103.
Agromyzidae 299.
Alleculidae 296.
Anobiidae 445.
Anthicidae 296.
Anthonomus pomorum 51, 60.
— rectirostris 43.
Anthribidae 296.
Aphididae 302.
Apidae 299.
Aporia crataegi L 240, 244, 259, 265, 523.
apterogynus P. 119.
Arachnoidea 293, 304.
Arctia caya L. 240, 244, 264, 414.
Arctiidae 301.
Asiliidae 297.
asparagi C. 415.
Asphondilia bursaria Felt. 448.
— pruniperda Rd. 449.
— prunorum Wachtl 443.
Athous 98, 112.

B.

Bacillus thuringiensis Berl. 524.
Bacterium cazanton 524.
— pirinei 524.
Banchus femoralis Thoms. 330.
Basidiobolus 92.
Bibionidae 297.
Bloodiella andalusica n. sp. 581.
Bloodiella n. gen. 579.
Blunckii E. 94.
Bombyliidae 297.
Bombyx mori L. 240, 244, 256, 265, 266, 274.
Bombyx neustria L. 389.
Borboridae 298.
Boudierella 91.
Brachista auct. 579.
Brachonidae 301.
brumata O. 240, 252.
bucephala Ph. 253.
Bupalus piniarius L. 186, 197.
Bursa copulatrix 243.
bursaria A. 448.
Byrrhidae 295.

C.

Calandra granaria 547.
Callimorpha dominula L. 240, 244, 264.
Calluna vulgaris 482, 484.
Cantarinia 445
Cantharidae 295.
Capsidae 303.
Carabidae 294.
Carpinus betulus 391.
caya A. 240.
Cecidomyidae 443.
Cembra sibirica 563.
Centrobia errata 567.
— First 566, 575, 595.
— fumipennis Blood. 596.
Centrobia steineri n. sp. 566.
— walkeri Kryg. 566, 567.
Cerambycidae 296.
Ceratopogonidae 297.
Ceutorrhynchidius terminatus 56.
Ceutorrhynchus quadridens 51.
Chalcididae 301, 486.
Chalcidoidea 566.
Chaetostricha dimidiata Hal. 595.
— Hal. 575, 591, 595, 596.
— schlicki Kryg. 586, 587, 588, 589, 590, 591, 593.
Chionaspis salicis L. 406.
Chironomidae 297.
Chloropidae 299.
Chrysididae 300.
Chrysomelidae 296. 415.
Chrysopidae 304.

[1]) Die Namen von der Borkenkäferarbeit von Kleine sind hier nicht aufgenommen, da sie in seinen Listen bereits in systematischer Reihenfolge aufgeführt sind.

Cicadidae 302.
Cicindelidae 294.
Clubionidae 304.
Coccinellidae 295
Coccinella septempunctata 417.
Coleophoridae 302.
Coleoptera 293, 294.
Colymbetes fuscus L. 247.
Conchilis ambiguella u. lybridella (Tortricidae) 263.
— hartmanniana Cl. 263.
Conidiobolus 92.
Conipidae 299.
Coreidae 303.
Coronilla 447.
Corrodentia 293, 303.
Corymbites 98.
Corymbites tessellatus 98.
crataegi A. 523.
Crataegus oxyacantha 525.
Criocerini 415.
Crioceris asparagi L. 415.
— duodecimpunctata L. 415.
— Geoffr. 415.
cossus C. 240, 250.
Cossus cossus L. 240, 244, 250, 256.
Curculionidae 296.
Curculioniden 61.
Culicidae 297.
cupreus E. 24, 27.
Cydnidae 302.

D.

Dasychira abietis Schiff. 564.
Dasyneura 445.
Deilephila euphorbiae L. 240, 244, 254, 256, 265, 276.
Delacroixia 91.
Dendrolimus pini L. 183, 281, 560.
— sibiricus Tschtv. 560, 562.
Diapus 444.
Dicranura vinula L. 240, 244, 254, 256, 265, 266, 276
Dictynidae 304.
Die spezifischen Spargelschädlinge 311.
Diptera 293, 297, 443, 486.
dispar L. 200, 240, 389, 539.
Dolichopodidae 298.
Donaciini 416.
Drosophila melanogaster 413.
Düngerinsekten des Spargels 315.
duodecimpunctata C. 415.
Dytiscidae 247.

E.

Eccoptogaster pruni Ratzebg. 496.
Elateridae 295.
Empididae 298.
Empusa 93, 94.
— apiculata 89, 90.
— Fresenii Novak. 90.
— Grylli 91.
Empusa Jassi 90.
— lageniformis 91.
— Lampyridarum 91.
— Planchoniana (Cornu) 90.
Enicospilus ramidulus L. 330.
Entedon ovulorum Ratz. 497.
Entomophthora 93, 94.
Entomophthora Aphidis 92.
— Blunkii 92.
— Blunkii n. sp. 94.
— dipterigena 92.
— echinospora 92, 94.
— montana 92.
— occidentalis 92.
— pseudococci 89, 90, 93.
— variabilis 92.
Ephestia Kühniella 345, 366.
Ephydridae 299.
Epilobium hirsutum 439.
Eriocraniden 241.
Ernestia rudis Fall. 330.
Euchloa cardamines L. 240, 244, 257, 267.
Eulophus lophyrorum Htg. 496.
Eupidae 415.
Euvolvulus (Rhynchites) cupreus L. 24.
Exenterus cingulatorius 483, 487, 489, 495, 498.
— oriolus Hart. 487, 498.
Exochilum circumflexum L. 330.

F.

fasciculata 448.
flammea P. 184, 186, 198, 329, 534.
Formica rufa L. 2.
Formicidae 300.
Furcipes rectirostris 60.
Fusarium 486.
fuscus C. 247.

G.

Gasterosteus aculeatus 217.
Gelechiidae 302.
Geometridae 301.
Geomyzidae 299.
Gnathotrichus 444.
Gonopteryx rhamni L 240, 244, 258, 265, 268.
Gryllidae 303.

H.

Helomyzidae 298
Hemileuca Maia Drury 248
Hemisarcoptes 413.
Heminteles castaneus Taschenbg. var. Bridgmän 494, 495.
— inimicus Grav. 494, 495.
Hepialiden 241.
Histeridae 295.
Homoptera 445.
Hydrophilidae 295.
Hylemia antiqua 110.
— coarctata 95.

Hylobius abietis L. 61.
Hylobius pinastri 255.
Hymenoptera 293, 299.
— Chalcidoidea 566.
Hyponomeuta padi 262.
Hyponomeutidae 302.

I.

Ichneumon pachymerus Htg. 330.
Ichneumonidae 300.
Incurvaria 241.
Incurvariidae 302.
Insekten der Nebenkulturen des Spargels 314.
insititia P. 461.
Ipidae 597.
Isaria 119, 486.

J.

Julidae 304.
Julus 112.

L.

Lacon murinus 111.
Lamia 92, 93, 94.
— apiculata (Taxt.) 89, 90, 91, 92, 93.
— culicis 91, 92.
— dendata 275.
— papillata 90, 91, 92.
Larix sibirica 563.
Lasioptera 445.
Lathromeris scutellaris Först. 595.
Lauxaniidae 298.
Lema 415.
Lepidoptera 293, 301, 385.
Lepidopteren 239, 560.
Lepidosaphes ulmi L. 406.
Libellulidae 303.
Lilioceris 415.
— lilii 422.
Limnobiidae 297.
Limnophilidae 304.
lineatus A. 96.
Liparis monacha L. 389.
Locustidae 303.
Lophyroplectus luteator Thunbg. 492, 498.
Lophyrus pini 467, 473.
— sertifer Geoffr. 463, 473.
lubriciperda Sp. 240.
Lycaenidae 301.
Lycosidae 304.
Lydidae 301.
Lygacidae 303.
Lymantria dispar L. 200, 240, 241, 256, 265, 266, 267, 268, 269, 271, 274.
— monacha L. 199, 257, 333, 540.

M.

Macrophoma Coronilae Emeri 447.
maculipennis P. 94.
major 92.
Malacosoma neustria L. 501.
Meloidae 296.
Mermithiden 119.
metallicus Schr. 26.
Meteorus lophyriphagus Fahringer 495.
Microcryptus basizionius Grav. 494.
Microplecton fuscipennis 485, 496.
Micropterygiden 241.
monacha L. 199, 389, 540.
Monocrepidius 119.
Monorthochaeta Blood. 575.
— galatica n. sp. 575.
Mordellidae 296.
Morphologie 239.
Muscidae 299.
Mutillidae 300.
Mycetophilidae 443.
Myriapoda 293, 304.

N.

Nabidae 303.
Neocentrobia 572.
— hirticornis Blood. 573.
Neuroptera 293, 304.
neustria B. 389.
— M. 501.
Noctuidae 301.
Nymphalidae 301.

O.

obscurus A. 96.
Odonata 293, 303.
Oligosita 579, 582, 585, 595.
— anima Gir. 586.
— biscrensis nov. spec. 583, 584, 585.
— brevipennis Hell. 596.
— collina Hal. 595, 596.
— cypriota n. sp. 585, 591, 592.
— dilutior n. sp. 582, 583.
— engelharti Kryg. 595, 596.
— eratitia Wat. 593.
— foersteri Gir. 595, 596.
— formosa m. (= pulchra Kryg.) 589, 595, 596.
— fuscata Soika 595.
— germanica Gir. 582.
— gracilor n. sp. 585, 586, 587, 588, 589, 590, 591.
— impudica Kryg. 594, 595.
— insularis Gir. 595.
— marilandia Gir. 593.
— mediterrana n. sp. 585, 593, 594, 595.
— nigripes Gir. 587, 589, 593.
— paphlagonica n. sp. 590.
— podolica n. sp. 585, 588, 599.
— pulchra Kryg. 595.
— sacra Gir. 586.
— sanguinea 596.
— schlicki Kryg 586.
— subfasciata Westw. var. eremobia n. sp. 582, 583.
— thoracica Kryg. 595.
Oospora spec. 119.

Operophthera brumata L. 240, 244, 252, 265, 276.
Opostega 241.
Orsodacini 416.
Ortalidae 298.
Orthoptera 293, 303.

P.

Panolis flammea Schiff. 184, 198, 329, 534, 647.
Paracodrus apterogynus Halid. 119.
Parasetigena segregata Rond. 200, 206.
Parasiten und Raubinsekten des Spargels 307.
Paroligosita bella Kurd. 582.
Pars stridens 421.
Pentatomidae 303.
Perlidae 304.
Phalacridae 295.
Phalera bucephala L. 240, 244, 253, 256, 265, 268.
Phryxe vulgaris Fall. 498.
Phyllobius oblongus 60.
Phylloenistinen 241.
Phylloporia 241.
Physiologie 239.
Picea excelsa 391, 563.
Pieridae 301.
Pieris brassicae L. 240, 244, 265, 275.
— napi L. 240, 244.
— rapae L. 240, 244.
piniarius B. 186, 197.
pini D. 183, 560
Pinus silvestris 563.
Platynocheilus 576.
Platypus 444.
Plecoptera 293, 304.
Plutella maculipennis Curt 94.
polyphage Mitbewohner des Spargels 312.
Pompilidae 300.
Popilla japonica 13.
Porthetria dispar L. 389, 414, 539.
Prestwichia Lubb. 579.
Proctotrupidae 300.
prunorum A. 443.
Prunus avium 27.
— cerasus 27.
— domestica 27.
— insititia L. 461.
— spinosa L. 461,
Pseudococcus colceolariae 89.
— E 89.
Pseudotorymus obsoletus Spin. 498.
Psodidae 303.
Psyche helix 241.
Psychidae 302.
Psychiden (Fumen) 241, 242.
Pterandrophysalis levantina n. sp. 576, 577. 579.
— n. gen. 575.
Pyralidae 302.
Pyrausta nubilalis 65.
Pyrethrum carneum 208.
Pyrethrum cinearaeifolium 208.
— roseum 208.
Pyrus malus 391.

R.

Raubinsekten u. Parasiten des Spargels 316.
Receptaculum seminis 425.
Referate 647.
Rhagionidae 297.
Rhynchitis aequatus 54, 60.
— auratus 33, 54, 62.
— cupreus 54, 62.
Rhynchota 293.
— Heteroptera 302.
— Homoptera 302.
Rozetes 445.

S.

salicis C. 406.
Sarcophaga latisterna Park. 13.
— Schützei Kram. 2, 11, 12, 200.
Sarothamnus 447.
Saturnia spini Schiff. 240, 242.
Satyridae 301.
Scarabaeidae 295.
Scatophagidae 298.
Scatopsidae 297.
Schadinsekten des Spargels 305.
Schizomyia 445.
Schusteri 417.
Sciaridae 297.
Sciomycidae 298.
Scolitus mali Bechst. 496.
segregata P. 200, 206.
Selatosomus aeneus 98, 111, 112.
Semiothisa signaria Hb. 563, 564.
Sepsidae 298.
Sesia scoliiformis 242.
Silphidae 294.
Simplocus fasciculata Koel. 448.
Soikiella mongibelli 580.
— Now. 579.
Sorbus aucuparia 27.
— torminalis 27.
Sphegidae 300.
Sphinx ligustri L. 240, 244, 254, 256, 265, 268, 276.
Spilocryptus Imagines 489.
— nubeculatus Grav. 487, 492, 495, 498.
Spilosoma lubricipeda L. 240, 244, 264, 265.
Spinnen des Spargels 318.
spinosa P. 461.
Sporangiata 94.
Staphylinidae 294.
Stephanotheisa Vitoldi 572.
Stilpnotia salicis L. 240, 244, 260, 267.
Stomoxis calcitrans 224.
Striolae 421.
Subpapillata 94.
Syrphidae 298.

T.

Tabanidae 297.
Tachinidae 299.
Tarichium 93.
— Hylemyiae nov. sp. 95.
Telesilla virgo und amethystina (Noctuidae) 263.
Tenebrionidae 296.
Tenthredinidae 301.
Terevidae 207.
Termites and termite control. 330.
Tetracampidae 576.
Theridiidae 304.
Thripidae 304.
Thysanoptera 293, 304.
Tincidae 302.
Tineinen Nemophora 241.
Tineola biseliella 243.
Tipulidae 297.
Torocampus eques 485, 487.
— eques Htg. 492, 499.
— eques var. aterrima Fahringer 487, 492.
Tortricidae 302.
Tortriciden und Arctiiden 262.
Trachocera 568.
— gundlachi n. sp. 566, 568.
Trichogramma 596.
— evanescens Westr. 330, 504.
Trichogrammidae 566.
Trichoptera 293, 304.
Trypetidae 208.
Typhlocyba 92.

U.

Ufens 572.
— albitibiae Gir. 573.
Ufens flavipes Gir. 573.
— foersteri Kryg. 572, 573, 574.
— foersteri Kryg. var. meridionalis ab. irregularis n. ab. 572.
— niger Ash. 573.
— piceipes Gir. 574.
— similis Kryg. 573, 574.
— viteldi Soika 572.
ulmi L. 406.

V.

Vaccinium 484.
— myrtillosum 561.
Vasa Malpighi 440.
Vas deferens 426.
Vanessa io L. 240, 244, 251, 268.
— urticae L. 240, 244, 265, 292.
Verbascum 447.
Vespa vulgaris 292.
Vespidae 300.

W.

Weichtiere des Spargels 321.
Wirbeltiere des Spargels 321.

X.

Xyleborus 444.
Xyloterus lineatus Oliv. 61.

Z.

Zufallgäste des Spargels 313.
Zygaena 265, 267.
— achilleae Esp. 240, 244, 261, 264, 266, 277.
— filipendulae L. 240, 244, 261, 263, 268.

BAND XXI HEFT 1 JUNI 1934

ZEITSCHRIFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

ZUGLEICH ORGAN DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

HERAUSGEGEBEN VON
K. ESCHERICH
Dr. med. et phil., Dr. h. c., o. ö. Professor an der Universität München

IMP. INST. ENT.
LIBRARY
29 JUN 1934
ERIAL Eu. 240
SEPARATE

MIT 51 TEXTABBILDUNGEN

BERLIN
VERLAGSBUCHHANDLUNG PAUL PAREY

Z. ang. Ent. Bd. XXI Heft 1 S. 1—182 Bln. 1934

Inhalt.

Originalaufsätze.

Seite

Zur Biologie und Ökologie von *Parasetigena segregata* Rond. und *Sarcophaga Schützei* Kram. (Dipt.) nebst Bemerkungen über die forstliche Bedeutung der beiden Arten. Von Karl Gößwald, München. (Mit 6 Abbildungen.) . . . 1

Der Pflaumenbohrer *Euvolvulus (Rhynchites) cupreus* (L.) Von O. Jancke. (Mit 23 Abbildungen.) 24

Das Verhältnis von *Pyrausta nubilalis* zu ihrer Wirtspflanze. Von Fritz Eckstein, Ankara. (Mit 5 Abbildungen.) 65

Entomophthoraceen-Studien I—IV. Von Professor Dr. Georg Lakon, Hohenheim-Stuttgart 89

Agriotes lineatus L. und *Agriotes obscurus* L. (Ein Beitrag zu ihrer Morphologie und Biologie.) Von Werner Subklew. (Mit 17 Abbildungen.) 96

Die Borkenkäfer *(Ipidae)* und ihre Standpflanzen. Eine vergleichende Studie. Von R. Kleine, Stettin 123

Schriftleitung: Geh. Reg.-Rat Professor Dr. K. Escherich, München 19, Prinzenstr. 26. Manuskripte sind nur an den Herrn Herausgeber zu schicken.

Honorierung: Die Beiträge sind so kurz und präzise wie möglich zu halten. Bei Abbildungen wird gebeten, sich auf das Notwendigste zu beschränken. Jeder Arbeit ist am Schluß eine kurze Zusammenfassung der wichtigsten Ergebnisse anzufügen. Das Honorar beträgt pro Bogen 40.— Rm., mehr als 3 Bogen werden nicht honoriert. Der von Abbildungen eingenommene Raum sowie Doktor-Dissertationen werden nicht honoriert. Jeder Mitarbeiter erhält von seinem Beitrag unberechnet 30 Sonderabdrucke, bei Doktorarbeiten 50.

Erscheinungsweise: Jährlich erscheint 1 Band, zu 4 Heften im Gesamtumfang von etwa 40 Bogen zum Preise von i. Sa. etwa 52,— Rm.

Einbanddecke je Band Rm. 2,20.

INST. ENT
LIBRARY
Ent. 270

BAND XXI HEFT 2 AUGUST 1934

ZEITSCHRIFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

ZUGLEICH ORGAN DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

HERAUSGEGEBEN VON
K. ESCHERICH
Dr. med. et phil., Dr. h. c., o. ö. Professor an der Universität München

MIT 54 TEXTABBILDUNGEN

BERLIN
VERLAGSBUCHHANDLUNG PAUL PAREY

Z. ang. Ent. Bd. XXI Heft 2 S. 183—332 Bln. 1934

Inhalt.

Originalaufsätze.

Seite

Über die Fraßtätigkeit von Forstschädlingen unter dem Einfluß von Altersunterschieden und der Einwirkung verschiedener Temperatur und Luftfeuchtigkeit und ihre praktische und physiologische Bedeutung. 1. Untersuchung an *Dendrolimus pini* L. Von Karl Gößwald. (Mit 11 Abbildungen.) 183

Über die physiologische Wertbestimmung von Pyrethrumpulvern. Von Heinrich Kemper. (Mit 1 Abbildung.) 208

Über die Vorzugstemperatur von *Stomoxys calcitrans*. Von Otto Nieschulz. (Mit 2 Abbildungen.) 224

Beiträge zur Morphologie und Physiologie des Genitalapparates der weiblichen Lepidopteren. Von Herbert Weidner. (Mit 34 Abbildungen.) 239

Die Tierwelt des Spargelfeldes. Von Max Dingler (Gießen). (Mit 6 Abbildungen.) 291

Referate.

Einzelreferate 329

Schriftleitung: Geh. Reg.-Rat Professor Dr. K. Escherich, München 19, Prinzenstr. 26. Manuskripte sind nur an den Herrn Herausgeber zu schicken.

Honorierung: Die Beiträge sind so kurz und präzise wie möglich zu halten. Bei Abbildungen wird gebeten, sich auf das Notwendigste zu beschränken. Jeder Arbeit ist am Schluß eine kurze Zusammenfassung der wichtigsten Ergebnisse anzufügen. Das Honorar beträgt pro Bogen 40.— Rm., mehr als 3 Bogen werden nicht honoriert. Der von Abbildungen eingenommene Raum sowie Doktor-Dissertationen werden nicht honoriert. Jeder Mitarbeiter erhält von seinem Beitrag unberechnet 30 Sonderabdrucke, bei Doktorarbeiten 50.

Erscheinungsweise: Jährlich erscheint 1 Band, zu 4 Heften im Gesamtumfang von etwa 40 Bogen zum Preise von i. Sa. etwa 52,— Rm.

Einbanddecke je Band Rm. 2,20.

IMP. INST. ENT. LIBRARY
- 4 JAN 1935
SERIAL
SEPARATE
En. 270

BAND XXI HEFT 3 NOVEMBER 1934

ZEITSCHRIFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

ZUGLEICH ORGAN DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

HERAUSGEGEBEN VON
K. ESCHERICH
Dr. med. et phil., Dr. h. c., o. ö. Professor an der Universität München

MIT 91 TEXTABBILDUNGEN UND 1 TAFEL

BERLIN
VERLAGSBUCHHANDLUNG PAUL PAREY

Z. ang. Ent. Bd. XXI Heft 3 S. 333—500 Bln. 1934

Inhalt.

Originalaufsätze.

Seite

Die Temperaturabhängigkeit der Entwicklung der Nonne (*Lymantria monacha* L.) und ihre bevölkerungswissenschaftliche Auswertung. Von W. Zwölfer, München. (Mit 15 Diagrammen und 3 Karten.) 333

Über die Wirkung strömender Luft auf die Entwicklung von Lepidopteren. Von Otto Henze, München. (Mit 3 Abbildungen.) 385

Kampf um den Raum bei der Schildlaus *Lepidosaphes ulmi* L. Von Eugen Smirnow und W. Polejaeff. (Mit 15 Abbildungen.) 406

Über unsere beiden Spargelkäfer (*Crioceris duodecimpunctata* L. und *Cr. asparagi* L.). Von Max Dingler (Gießen). (Mit 20 Abbildungen im Text und 1 Tafel.) . 415

Asphondylia prunorum Wachtl (Diptera, Cecidomyidae) und deren Pilzgallen am Pflaumenbaum. Von E. W. Puzanowa-Malysheva. (Mit 16 Abbildungen.) . 443

Beobachtungen und Versuche anläßlich einer Übervermehrung von *Lophyrus sertifer* Geoffr. (*rufus* Panz.) in Südkärnten in den Jahren 1931/1932. Von Fritz Schönwiese. (Mit 19 Abbildungen.) 463

Schriftleitung: Geh. Reg.-Rat Professor Dr. K. Escherich, München 19, Prinzenstr. 26. Manuskripte sind nur an den Herrn Herausgeber zu schicken.

Honorierung: Die Beiträge sind so kurz und präzise wie möglich zu halten. Bei Abbildungen wird gebeten, sich auf das Notwendigste zu beschränken. Jeder Arbeit ist am Schluß eine kurze Zusammenfassung der wichtigsten Ergebnisse anzufügen. Das Honorar beträgt pro Bogen 32.— Rm., mehr als 3 Bogen werden nicht honoriert. Der von Abbildungen eingenommene Raum sowie Doktor-Dissertationen werden nicht honoriert. Jeder Mitarbeiter erhält von seinem Beitrag unberechnet 30 Sonderabdrucke, bei Doktorarbeiten 50.

Erscheinungsweise: Jährlich erscheint 1 Band, zu 4 Heften im Gesamtumfang von etwa 40 Bogen zum Preise von i. Sa. etwa 52,— Rm.

Einbanddecke je Band Rm. 2,20.

E & A (Nov. 1936) see p. 566

BAND XXI HEFT 4 FEBRUAR 1935

IMP. INST. ENT.
— LIBRARY —
- 9 MAR 1935
SERIAL
SEPARATE
Eu 270

ZEITSCHRIFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

ZUGLEICH ORGAN DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

HERAUSGEGEBEN VON
K. ESCHERICH
Dr. med. et phil., Dr. h. c., o. ö. Professor an der Universität München

MIT 55 TEXTABBILDUNGEN

BERLIN
VERLAGSBUCHHANDLUNG PAUL PAREY

Z. ang. Ent. Bd. XXI Heft 4 S. 501–666 Bln. 1935

Inhalt.

Originalaufsätze.

Seite

Experimentelle Untersuchungen über den Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Sterblichkeit und Entwicklung des Ringelspinners, *Malacosoma neustria* L. Von Mehmet Bekir. (Mit 13 Diagrammen.) 501

Experimentelle Untersuchungen zur Ökologie des Baumweißlings *Aporia crataegi* L. (Der Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf Entwicklungsdauer und Sterblichkeit.) Von N. Statelow. (Mit 14 Diagrammen.) 523

Zur Frage der Abtötung des Kornkäfers mit Blausäure. Von G. Peters und W. Ganter. (Mit 6 Abbildungen.) 547

Zur Kenntnis schädlicher Lepidopteren sibirischer Nadelhölzer. Von W. Ermolajew und W. Wassiljev, Krassnojarsk 560

Descriptions of new Genera and Species of the Family *Trichogrammidae* (Hym. Chalcidoidea) from the Palearctic Region with notes. By Światosław Nowicki, Forest Engeneer. (With 22 figures.) 566

Die Borkenkäfer (*Ipidae*) und ihre Standpflanzen. Eine vergleichende Studie. II. Teil. Von R. Kleine, Stettin 597

Referate.

Einzelreferate 647

Neue Literatur.

Eingesandte Literatur 651

Schriftleitung: Geh. Reg.-Rat Professor Dr. K. Escherich, München 19, Prinzenstr. 26. Manuskripte sind nur an den Herrn Herausgeber zu schicken.

Honorierung: Die Beiträge sind so kurz und präzise wie möglich zu halten. Bei Abbildungen wird gebeten, sich auf das Notwendigste zu beschränken. Jeder Arbeit ist am Schluß eine kurze Zusammenfassung der wichtigsten Ergebnisse anzufügen. Das Honorar beträgt pro Bogen 32.— Rm., mehr als 3 Bogen werden nicht honoriert. Der von Abbildungen eingenommene Raum sowie Doktor-Dissertationen werden nicht honoriert. Jeder Mitarbeiter erhält von seinem Beitrag unberechnet 30 Sonderabdrucke, bei Doktorarbeiten 50.

Erscheinungsweise: Jährlich erscheint 1 Band, zu 4 Heften im Gesamtumfang von etwa 40 Bogen zum Preise von i. Sa. etwa 52,— Rm.

Einbanddecke je Band Rm. 2,20.